



FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS Y FORESTALES

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PLATA

Trabajo final de la carrera de Ingeniería Forestal

TÍTULO

**“Enraizamiento de estacas de *Populus deltoides*
“Australia 60/129” mediante la aplicación de diferentes
dosis de ANA y AIB en soluciones diluidas”**

ALUMNO

Alomar, Jorge Nicolás (legajo: 24094/5)

DIRECTOR

Ing. Ftal. Sebastián Galarco

CODIRECTOR

Ing. Agr. Raúl Stevani

LUGAR DE REALIZACION

Curso de Dasonomía-UNLP

Estación Forestal Parque Pereyra Iraola-Vivero Carlos Darwin-Ministerio de
Agroindustria de la provincia de Buenos Aires (MAIBA)

Lugar y Fecha de entrega: La Plata, 8 de Noviembre de 2018

RESUMEN:

La propagación comercial de especies de la familia *Salicaceae*, se realiza comúnmente por medio de estacas. El clon *Populus deltoides* “Australia 60/129” es uno de los más difundidos en la zona del Delta del Paraná y en establecimientos forestales de la provincia de Buenos Aires, donde se han encontrado algunos inconvenientes en el enraizamiento de sus estacas, fundamentalmente en las primaveras secas. El objetivo de este trabajo fue estudiar el enraizamiento de estacas del clon “Australia 60/129” mediante la aplicación de diferentes dosis de Promotores Reguladores del Crecimiento (PGR) en soluciones diluidas. Se instaló un ensayo bajo condiciones de invernadero, colocando las estacas en envases de polietileno. Se aplicaron los reguladores de crecimiento, ácido naftalén acético (ANA) y ácido indol butírico (IBA), en dosis de 20, 50 y 100 ppm. Se analizaron las siguientes variables: número de raíces por estaca, número de raíces en el callo, número de raíces laterales, proporción de raíces laterales y peso seco de raíces. La aplicación de reguladores de crecimiento, sumado a una correcta selección del material de plantación, permitió aumentar el número de raíces generadas en las estacas, la cantidad de raíces localizadas en el callo y elevar el peso seco de las raíces producidas. La aplicación de ANA a 20 ppm y la de IBA en dosis de 50 y 100 ppm produjeron los mejores resultados del ensayo para las variables analizadas. La aplicación de reguladores de crecimiento en soluciones diluidas permitió observar altos valores de supervivencia de las estacas en condiciones de campo. Esta es una técnica de fácil adopción para el productor forestal que podría contribuir a aumentar la supervivencia de las estacas en condiciones de campo.

INTRODUCCIÓN

La superficie plantada con álamos (*Populus sp*) en Argentina se estima en 63.500 has; su principal finalidad es la producción de madera y la tendencia de plantación es positiva (FAO, 2004). Las Salicáceas (*Populus, Salix.*) ocupan el 16 % de la superficie con bosques implantados, siguiendo en importancia a las coníferas (50%) y los Eucaliptos (30%). Aproximadamente el 54 % del área cultivada se concentra en el Delta del Paraná y, en menor medida, en la Región Pampeana (SAGPyA, 2001).

Como se mencionó, el área cultivada se concentra en el Delta del Paraná debido a su gran proximidad con los centros de consumo y a la aptitud productiva de sus suelos; sin embargo la amenaza permanente de inundaciones que afecta al área, trae demoras o interrupciones en el suministro de madera hacia las industrias. Esta situación ha llevado a la instalación de plantaciones, fundamentalmente de *Populus sp.*, en la región de la pampa húmeda con el fin de asegurar la continuidad en el abastecimiento. Dichas plantaciones se hallan distribuidas en el centro-norte de Buenos Aires y el sur de Santa Fe (33° a 36° de Lat. S., 57° a 63° de Long. O.), sobre Argiudoles o Hapludoles, suelos de aptitud de uso agrícola Clase I, con precipitaciones medias anuales de entre 700 y 1000 mm (INTA, 1992).

El material de multiplicación de Salicáceas más utilizado en el país, esencialmente por cuestiones económicas, es la estaca. Una estaca es un trozo de rama o guía de 0,30 a 1,20 metros de largo y de 1,5 a 4 cm. de diámetro.

Tanto en el vivero Darwin¹ como en plantaciones de productores particulares, se han encontrado inconvenientes al realizar la multiplicación vegetativa del clon *Populus deltoides* “Australia 60/129”. Dicho clon es muy utilizado para realizar plantaciones en la zona del Delta del Paraná y en establecimientos forestales de la

¹ Estación Forestal Parque Pereyra Iraola-Vivero Carlos Darwin-Depende directamente de la Dirección de Desarrollo del Delta, Bosques y Forestación (DDDByF) del Ministerio de Agroindustria de la provincia de Buenos Aires (MAIBA). Cuenta con una superficie en producción de 16 has y se encuentra ubicada sobre el camino Gral. Belgrano km 38, dentro del parque Pereyra Iraola en el partido de Berazategui.

provincia de Buenos Aires. Sus buenos rendimientos volumétricos y principalmente su resistencia a la roya del Álamo y a cancrrosis (*Septoria musiva* Peck.) lo convierten en un cultivar de interesantes aptitudes para realizar forestaciones en la zona.

Desde sus inicios (fines de la década de 1930) el cultivo del álamo en la Argentina se ha basado en la introducción de clones mejorados procedentes de los Estados Unidos, Europa y Australia, abarcando diversos cultivares de *Populus deltoides* y *Populus x canadensis*.

Posteriormente, en los años 1982,1983 y 1984 se obtuvo un valioso conjunto de álamos mejorados mediante cruzamientos controlados realizados en el Centro Nacional de Investigación Agropecuaria, INTA Castelar (Ragonese, 1987); la obtención y selección de estos clones se ha realizado bajo condiciones muy similares (latitud, temperaturas, precipitaciones) a las que presentan los principales polos forestales de la pampa húmeda argentina.

Los primeros ensayos comparativos implantados con clones procedentes de estos cruzamientos han demostrado que un importante número de los mismos presentan crecimiento vigoroso y buena sanidad (Marlats 1993; Bunse y Cerrillo, 1993). En ensayos comparativos implantados posteriormente se registró una baja supervivencia en las estacas de algunos cultivares de *Populus deltoides* obtenidos en Castelar ("Australia 610/12", "Australia 562/47", "Australia 610/31" y "Australia 610/11") y del progenitor femenino de los mismos ("Australia 60/129"). Este comportamiento fue atribuido inicialmente a que aproximadamente el 75 % de las estacas de estos cultivares no presentaban yemas somáticas visibles al momento de ser implantadas, mientras que el 20 al 25 % restante, que sí las tenían, tuvieron porcentajes de supervivencia de entre el 85 y el 90%.

Algunos autores justifican el uso de guías en lugar de estacas como material de plantación. Para Deboisse y Terrason (1992) y Loewe *et al.*,(1996), el menor valor de las estacas, y su facilidad de transporte y manipulación en el momento de plantación se contrarresta con una prolongación del turno de corta, una mayor probabilidad de

daño por condiciones climáticas adversas durante los primeros años de plantación, una mayor heterogeneidad del cultivo, una menor supervivencia de plantas en el terreno, la necesidad de un mayor número de podas, y la pérdida de las ganancias alternativas que podría producir el uso simultáneo del suelo con otros cultivos. Forét-enterprice, (1992, citado por Loewe *et al*, 1996), menciona que es común en Italia, la utilización de guías de dos años de edad y 4,5 a 6 metros de altura, logrando una buena productividad y Mantovani (1993), señala que las guías de dos años brindan mejores resultados después de la plantación. Ulloa (com. Pers., 2004), señala que existen dos categorías de guías, las que tienen 7 a 8 metros de altura y las que tienen 4 a 5 metros; y que estas últimas, por ser de menor tamaño, prolongan un año más la rotación de la plantación. Casaubon *et al.*, (2001) caracterizaron como buena, la capacidad de enraizamiento de guías sin raíz, de uno y dos años de edad, de cinco cultivares de *Populus deltoides* plantados en la región del Delta del Paraná: “106/60”; “60/129”; “Stoneville 109”; “Stoneville 71” e “I-72”. Posteriormente se constató el excelente prendimiento de guías de dos y tres años de edad, de *Populus deltoides* “151/68” y de tres años del “I-72” (Casaubon, 2003). El “Ente Nazionale per la Cellulosa e per la Carta” recomienda la utilización de guías como material de plantación. Sin embargo muchos autores señalan la baja capacidad de enraizamiento de *Populus deltoides*.

La capacidad enraizadora de los álamos varía mucho entre las diferentes especies: es generalmente buena en los álamos balsámicos, variable en *Populus alba*, *P. nigra* y *P. deltoides*, e inferior en el tiemblo y en las secciones Turanga y Leucoides (Sekawin, 1969). Si bien hay antecedentes que documentan la dificultad para la reproducción vegetativa que tienen los clones utilizados en países de Europa (FAO, 1980; Padró, 1992), este problema no aparece en los materiales de mayor difusión hasta el momento en la Argentina, como *P. deltoides* “I-63/51”, *P. deltoides* “I-72/51”, *P. deltoides* “Catfish 2” y *P. deltoides* Stoneville 66, 67 y 71. Existen en cambio comunicaciones personales de productores que han encontrado este inconveniente en

el clon *Populus deltoides* "Australia 60/129", lo cual se intenta solucionar con una cuidadosa selección de la presencia de yemas en el material de plantación. La importancia de estas características en la preparación de las estacas es resaltada en trabajos de la FAO (1980) y de Padró (2001).

Dado lo anteriormente expuesto, resulta de gran interés estudiar la propagación vegetativa a través de estacas del clon "Australia 60/129" a fin de tratar de resolver algunos problemas que presenta este clon para su correcto enraizamiento y poder, de este modo, proponer prácticas de fácil incorporación por el sector forestal que contribuyan a aumentar el porcentaje de enraizamiento en las plantaciones y evitar la reposición de estacas en fechas no tan convenientes para su plantación.

MARCO TEORICO:

Propagación asexual:

La propagación asexual o vegetativa implica la reproducción a partir de partes o secciones vegetativas de las plantas, tales como tejidos u órganos del cuerpo vegetativo (hojas, tallos y raíces), ya que los órganos vegetativos de muchas plantas tienen la capacidad de reproducirse (Hartmann y Kester, 1988). Más específicamente, es posible porque cada célula que compone la planta contiene la información genética necesaria para generar otro individuo de similares características al del original, denominado CLON (Kains y McQuesten, 1938; Hartmann y Kester, 1980; MacDonald, 1986). Es posible que en algunos casos no se aprecien las características fenotípicas, debido a que el nuevo individuo puede ser influenciado por la variación ambiental (Zobel y Talbert, 1988), pero si es claro que el nuevo individuo es genéticamente idéntico.

La propagación vegetativa comprende división celular mitótica, vale decir que es aquella donde se produce una replicación del material genético (o del sistema cromosómico) y del citoplasma de la célula madre a las dos células hijas. Esta

condición origina, posteriormente, crecimiento y diferenciación de tejidos somáticos (Hartmann y Kester, 1983). Luego las plantas propagadas vegetativamente reproducen por medio de la replicación del ADN toda la información genética de la planta madre, por lo que las características de la planta individual se mantienen a través del tiempo en la propagación asexual o vegetativa (Cabello, 2000).

Una de las características más significativas de la clonación se refiere a que cómo todos los descendientes del clon tienen el mismo genotipo básico, la población tiende a ser fenotípicamente muy uniforme. Por lo general, toda la progenie de un clon tiene el mismo aspecto, tamaño, época de floración, época de maduración, etc., haciendo con ello posible la estandarización de la producción y otros usos del cultivar (Hartmann y Kester, 1983) en plantaciones forestales.

Resumiendo, la importancia de la reproducción asexual radica en la posibilidad de propagar, a escala operativa, material genético de alto valor, asegurando rápidas ganancias genéticas debido a la selección y reproducción de genotipos individuales. Además, captura los componentes aditivos y no aditivos de la varianza genética, lo que permite producir masas uniformes y productivas (Zobel y Talbert, 1988; Santelices, 1998). Sin embargo, entre las plantas de un clon puede ocurrir variabilidad y cambios conducentes a su deterioro.

La exposición a un ambiente continuamente desfavorable puede conducir al deterioro progresivo de un clon (Zobel y Talbert, 1988; Hartmann y Kester, 1988). Probablemente el deterioro de mayor importancia sea el efecto del ataque de agentes patógenos, principalmente virus y plagas (Hartmann y Kester, 1988). MacDonald (1986) señala y agrega a éstos, la variación genética (mutaciones) como también principal fuente de variabilidad de las plantas de un clon; además puede haber variación intraclonal por otras causas.

Sin embargo, la propagación vegetativa permite generar progenies en las que se captura todo el potencial genético del progenitor. Pero, cuando aparece variabilidad intraclonal las ventajas que aporta se ven reducidas, representando un problema, especialmente cuando la propagación clonal se utiliza con fines comerciales. Por tanto, es importante regenerar plantas en las que se conserve la fidelidad clonal (Park et al, 1998).

En el ámbito de la investigación forestal, se denomina ORTET a la planta madre de donde se obtiene el material vegetativo que se propagará, y RAMETS a los nuevos individuos que se generan, que son genéticamente iguales al ortet (Toda, 1964; Zobel y Talbert 1984).

Las principales técnicas o métodos actuales de propagación vegetativa son el enraizamiento de estacas y acodos, los injertos y el cultivo de tejidos (propagación *in vitro*) (Kains y McQuesten, 1938; Hartmann y Kester, 1988; Mason y Jinks, 1994). Sobre estos métodos, podría decirse que la propagación vegetativa a través de estacas es el método más comúnmente ocupado a gran escala en los viveros forestales (Mason y Jinks, 1994).

Propagación Vegetativa a través de estacas:

Se entiende por estaca a cualquier porción vegetativa que es extraída de una planta (Dirr y Heuser, 1987), o bien, como cualquier porción de una planta (raíz, tallo, hoja) que es separada de ésta y que es inducida para que forme raíces (Wells, 1979).

En la propagación vegetativa a través de estacas, se corta de la planta madre una porción de tallo, raíz u hoja, después de lo cual esa porción se coloca en condiciones ambientales favorables y se induce a que forme raíces y tallos,

obteniéndose con ello una planta nueva, independiente, que en la mayoría de los casos es idéntica a la planta madre (Hartmann y Kester, 1988).

Resumiendo los párrafos anteriores, las estacas empleadas se dividen en tres grandes grupos, atendiendo a su origen: estacas de raíz, de tallo y de hojas. El método de propagación a través de estacas de tallo es el más importante (Cuculiza, 1956; Hartmann y Kester, 1980).

La propagación vegetativa a través de estacas de tallo es el medio más importante y más utilizado en el mundo para la propagación de árboles de interés forestal y arbustos ornamentales, tanto de especies deciduas como de hoja ancha y siempreverdes de hoja angosta (como las coníferas, por ejemplo) (Hartmann y Kester, 1980). Las estacas se usan, también, extensamente en la propagación comercial en invernadero de muchos cultivos florales y su empleo es común en la propagación de diversas especies frutales (Hartmann y Kester, 1980). Según Wells (1979), este método de propagación es uno de los más utilizados a nivel práctico y posee una gran importancia económica.

Son múltiples las razones y utilidades que este método de propagación puede presentar al momento de aplicarlo. Entre éstas se encuentran la mantención de clones a través del tiempo. Esta utilidad es particularmente importante en la propagación de árboles frutales, ornamentales y de importancia forestal (Awad, 1993). Además, se mencionan como ventajas la posibilidad de propagar plantas sin semillas viables, evitar períodos juveniles prolongados, controlar la forma de crecimiento, la posibilidad de combinar clones por injerto y razones económicas vinculadas a la eliminación de la fase juvenil y del acortamiento del tiempo necesario para llegar a la madurez reproductiva (Hartmann y Kester, 1987).

Aspectos fisiológicos en la formación de raíces adventicias:

Generalidades:

El desarrollo de raíces adventicias es un fenómeno muy importante en muchos sistemas de propagación asexual, como son la propagación por estacas y por acodos. La generación de estos órganos (raíces adventicias) *de novo* a partir de otras partes de la planta diferentes a las raíces del embrión (tallos y hojas principalmente) se debe a dos características particulares de las células vegetales: totipotencia y dediferenciación (Hartmann y Kester, 1987).

Totipotencia:

Es la capacidad o el potencial que tiene una célula no embrionaria de diferenciarse en una célula embrionaria y después desarrollar y convertirse en una planta nueva y completa si las condiciones ambientales son favorables. Por ejemplo, una célula de parénquima de raíz puede comenzar a dividirse y producir una yema adventicia para finalmente generar una planta madura con todos sus órganos, vegetativos y reproductivos. De igual manera sucede con la generación de raíces adventicias a partir de células de tallo o de hojas. Todos estos cambios que implica la formación de nuevas estructuras vegetativas se pueden producir gracias a la información genética que se halla en cada célula vegetal (Hartmann y Kester, 1987).

Dediferenciación:

Es la capacidad de las células maduras de volver a una condición meristemática y desarrollar un nuevo punto de crecimiento. Esta característica es más acentuada en algunas células y partes de la planta que en otras, hecho que deja a criterio del propagador la manipulación de los factores que proporcionen las mejores condiciones para el enraizamiento (Hartmann y Kester, 1987).

Formación de raíces adventicias:

La formación de raíces adventicias es un fenómeno que ocurre naturalmente en varias especies de plantas. Un ejemplo sencillo son las raíces de “zanco” que se forman en el maíz, así como las numerosas raíces aéreas que se originan en los ficus como *Ficus benjamina* y *Ficus benghalensis* (Hartmann y Kester 1987). La formación de raíces adventicias en estacas, por ejemplo, es una respuesta a la lesión ocasionada durante la preparación de la misma. Una vez realizado el corte para la obtención de la estaca, se lesiona las células de la superficie cortada quedando expuestos los haces del xilema. Consecuentemente se produce la cicatrización y regeneración en las siguientes fases:

- proceso de suberificación y taponamiento del xilema con goma, a fin de evitar la desecación, al morir las células externas lesionadas.
- formación de callo, al cabo de unos días, cuando las células vivas ubicadas debajo de esta placa de corcho empiezan a dividirse.
- La formación de raíces adventicias empieza a ocurrir en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema.

Cambios anatómicos durante la formación de raíces adventicias:

Durante la formación de raíces adventicias ocurren una serie de cambios morfológicos a nivel de tallo. El conjunto de estos cambios puede ser dividido en las siguientes cuatro etapas:

- 1) Desdiferenciación de cierto grupo de células maduras.
- 2) Formación de iniciales de raíz a partir de las células cercanas a los haces vasculares las cuales debido al fenómeno de desdiferenciación han adquirido propiedades meristemáticas.

- 3) Diferenciación de estos iniciales de raíces conformando primordios de raíces organizados.
- 4) Emergencia de estos primordios radiculares a través del tejido del tallo y la formación de conexiones vasculares entre estos primordios y el sistema vascular de la propia estaca.

Formación de “callo”.

Dentro del proceso de formación de raíces adventicias se ha sostenido que éste es dependiente de la formación previa de una masa irregular conformada por células de parénquima denominada **callo** (Hartmann y Kester, 1987). Pero actualmente, se ha probado que en la mayoría de plantas la formación de callo es independiente de la formación de raíces adventicias y si ocurren simultáneamente es debido a que ambos están condicionados por los mismos factores ambientales que los rodean (Hartmann y Kester, 1987). Como en toda regla, para lo expuesto existe una excepción, y está representada por *Pinus radiata*, *Sedum* sp. y *Hedera helix*, en los cuales la formación de callo es precursora de la formación de raíces adventicias, debido a que estas últimas se originan en el tejido del propio callo (Hartmann y Kester, 1987).

Influencia de la estructura del tallo (estaca):

En algunos casos de estacas de tallos maduros se observa que la presencia de una capa de esclerénquima continuo constituye una barrera mecánica para la emergencia de las raíces adventicias ya que dicha capa se ubica exteriormente al punto de origen de las raíces. Pero aunque en dichos casos esta barrera anatómica sea un impedimento para el enraizamiento, existen muchas excepciones a este hecho, entre los que se puede citar la forma de enraizamiento en estacas de clavel, en las

cuales la formación y la emergencia de los primordios radiculares se efectúa por la base, es decir que el crecimiento de éstos es hacia abajo (Hartmann y Kester, 1987).

Factores que afectan la formación de raíces en las estacas:

Al momento de hacer enraizar una estaca, son varios los factores que inciden en este proceso, pero para su mejor análisis y comprensión se dividirán en tres grandes grupos. El primero de ellos corresponde a las características relacionadas con el material vegetal a propagar; en segundo lugar están los tratamientos aplicados a las estacas y por último se encuentran las condiciones ambientales a que son sometidas las estacas durante el enraizamiento (Hermosilla, 1996).

1. Características del material de propagación, selección y estado:

Edad de la planta madre (factor de juvenilidad):

La edad de la planta madre tiene incidencia en la respuesta al enraizamiento. Este efecto se denomina “Ciclófisis” y hace referencia a la edad del propágulo en la planta y se expresa como una condición de juvenilidad o madurez en el crecimiento de la nueva planta (Rojas et. al., 2004). Se entiende por ciclófisis al proceso de maduración de los meristemas apicales (Olesen, 1978; Barnes, Burley, 1987), aunque Power et. al., (1988) afirma que dichos autores confunden la ciclófisis con el gradiente de maduración en el crecimiento. Por otro lado Hackett (1987) la define como todos aquellos fenómenos que se producen debido a la edad de los meristemas, mientras que la Comisión Internacional del Álamo (1980) sólo incluye el envejecimiento fisiológico.

En algunas especies de coníferas y latifoliadas de difícil enraizamiento, se demostró que el factor individual más importante, era la edad del árbol del cual se habían tomado las estacas (Hartmann y Kester, 1988). Kramer y Koslowski (1979),

concluyeron que la capacidad de enraizamiento decrece con el incremento de la edad del material de origen (planta madre). Las estacas obtenidas de plantas jóvenes o de sectores más juveniles tienen mayor capacidad para formar raíces (Dirr y Heuser, 1987; Botti, 1999). Cualquier tratamiento previo que logre rejuvenecer a la planta o mantener la fase juvenil (podas drásticas, aplicaciones de giberelinas, injertos) será efectivo para favorecer el enraizamiento de las estacas. Es posible que con la edad se acumulen inhibidores del enraizamiento, como por ejemplo algunos tipos de fenoles, o bien disminuyan otros fenoles que favorecen el proceso (Botti, 1999).

Sección de la planta madre de la cual se obtienen las estacas:

Este efecto se denomina topófisis y es de suma importancia. Es el efecto de la posición original del propágulo en la planta donadora, reflejándose en una respuesta en crecimiento plagiotrópico u ortotrópico (Rojas, S. et. al., 2004). También se define como la variación de crecimiento de las estacas tomadas de diferentes lugares a lo largo de una guía (Carmona et. al., 1985), o la ubicación de la estaca dentro de la guía original (Alonzo, Sancho, 1964; Bunse, Cerrillo, 1988).

Es necesario destacar que pueden existir diferencias en el enraizamiento y crecimiento entre las estacas obtenidas de tallos y otras obtenidas de ramas, en la misma planta madre (MacDonald, 1986; Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988). En ciertas especies las estacas tomadas de ramas laterales con frecuencia tienen un porcentaje de enraizamiento mayor que aquellas tomadas de ramas terminales fuertes y vigorosas (Hartmann y Kester, 1988). Sin embargo, en algunas especies las plantas propagadas por estacas tomadas de ramas laterales pueden tener un hábito de crecimiento indeseable (MacDonald, 1986; Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988). La “topófisis” consiste en un cambio o variación de fases de diferentes partes de la planta y cuyos meristemas perpetúan esas fases en su descendencia vegetativa (MacDonald, 1986; Hartmann y Kester, 1988). En la práctica

la topófisis se manifiesta en que una estaca tomada del tallo (ortotrópico) de una planta madre tendrá el mismo hábito de crecimiento vertical. En cambio, una estaca extraída de una rama de hábito plageotrópico se desarrollará y crecerá horizontalmente, o sea perpetuará el hábito plageotrópico (MacDonald, 1986; Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988).

Las diferencias de enraizado según la posición de la estaca en el árbol, puede deberse a una distribución desigual de hormonas vegetales y de reservas nutritivas en las diferentes partes de la planta (Vastey, 1962; citado por Santelices, 1998). El mejor enraizamiento de los extremos de las ramas y tallos (yema terminal) puede ser explicado por la posibilidad de que contengan mayores concentraciones de sustancias endógenas promotoras del enraizamiento. También en las estacas terminales existe menos diferenciación, habiendo más células que pueden volverse meristemáticas (Hartmann y Kester, 1983).

Época del año en que se corte la estaca:

Para algunas especies la época de recolección es determinante en el proceso de enraizamiento (Hartmann y Kester 1988; Botii, 1999). En especial para estacas verdes, de madera blanda, las que generalmente deben extraerse en primavera o verano (Botii, 1999). Muchas especies de difícil enraizamiento presentan mejores resultados al recolectar las estacas en breves períodos de primavera. Sin embargo, cuando se presentan problemas de enraizamiento, deben hacerse pruebas para determinar cuál es la mejor época de extracción de estacas para cada especie; la cual está más relacionada con las condiciones fisiológicas de la planta que con cualquier fecha dada de calendario (Hartmann y Kester 1988; Botti, 1999). Esto se debe a que el balance endógeno de reguladores de crecimiento puede variar cuantitativamente de acuerdo con las condiciones ambientales, el genotipo, el tipo de célula y otros aspectos (Litz y Jarret, 1991).

Tratamientos aplicados a las estacas

Aplicación de reguladores de crecimiento (hormonas sintéticas):

Las **auxinas** son un grupo de fitohormonas que funcionan como reguladoras del crecimiento vegetal. Esencialmente provocan la elongación de las células. Se sintetizan en las regiones meristemáticas del ápice de los tallos y se desplazan desde allí hacia otras zonas de la planta, principalmente hacia la base, estableciéndose así un gradiente de concentración. Este movimiento se realiza a través del parénquima que rodea a los haces vasculares. Casi siempre están relacionadas con etapas de intenso crecimiento. Junto con las giberelinas y las citocininas, las auxinas regulan múltiples procesos fisiológicos en las plantas, aunque no son los únicos compuestos con esa capacidad. Su representante más abundante en la naturaleza es el ácido indolacético (IAA), derivado del aminoácido triptófano, sin embargo, evidencia reciente sugiere que existen otras auxinas indólicas naturales en plantas. Uno de los principales usos de las auxinas ha sido en la multiplicación asexual de plantas, sea por estacas, esquejes, etc. El proceso de rizogénesis está íntimamente ligado con la división celular, siendo práctica normal en los viveros, aplicar auxinas a los esquejes para favorecer el enraizamiento. (Salisbury F. and Ross C. ,1994).

A través del tiempo se ha logrado sintetizar compuestos capaces de estimular (inducir) o de acelerar el enraizamiento (Wells, 1979; MacDonald, 1986; Cuisance, 1988; Hartmann y Kester, 1988). Los productos más utilizados para favorecer el enraizamiento en estacas son las auxinas sintéticas o ácidos orgánicos, tales como el ácido indolbutírico (IBA) y el ácido naftalenacético (ANA). En razón a su actividad fisiológica se le ha dado el nombre de hormonas auxinas de síntesis, por analogía con las hormonas naturales, pero es preferible designarlas con el nombre de sustancias reguladoras de crecimiento (Cuisance, 1988; Hartmann y Kester, 1988; Botti 1999).

A menudo, las mezclas de sustancias estimuladoras del enraizamiento son más efectivas que cualquiera de sus componentes aislados. Por ejemplo, cuando en cierto número de especies muy diferentes se usó una mezcla de partes iguales de ácido indolbutírico y ácido naftalenacético, se encontró que inducía un mayor porcentaje de enraizamiento en las estacas y la producción de más raíces por estaca que cada material por separado (Hartmann y Kester, 1988).

Para uso general en el enraizamiento de estacas de tallo de la mayoría de las especies de plantas el IBA es la auxina más utilizada para este efecto por su estabilidad y poca movilidad; el ANA también se utiliza, aunque es más móvil y por tanto menos consistente. En la micropropagación por cultivos de tejidos, las auxinas ANA y 2,4-D se utilizan para inducir la formación de raíces en los callos no diferenciados, así como para estimular la división de células.

Para determinar cual regulador tiene mejores resultados y en que concentración óptima influye en el enraizamiento de una especie, es necesario realizar pruebas empíricas (Hartmann y Kester, 1988; Botti, 1999).

Aplicación de Fungicidas:

La iniciación de raíces adventicias seguida por la supervivencia de las estacas enraizadas constituye dos fases diferentes. Con frecuencia las estacas forman raíces pero no sobreviven mucho tiempo. Durante el enraizamiento y el período siguiente, las estacas están expuestas a ataques de diversos microorganismos. Normalmente el material utilizado para la propagación de plantas presenta algún grado de contaminación, especialmente con hongos. Por ello es indispensable desinfectar las estacas antes del tratamiento con reguladores de crecimiento (Botti, 1999). Los tratamientos con fungicidas prestan cierta protección y conducen tanto a una mayor

supervivencia como a una mejor calidad de raíces (Hartmann y Kester, 1988). Pueden usarse de manera independiente o mezclada. La mezcla de fungicidas más recomendable, ya que controla una amplia gama de hongos, es Benomyl 5% (Benlate®) y Captan® (25%) (MacDonald, 1986; Hartmann y Kester, 1988; Botti, 1999).

Condiciones ambientales durante el enraizamiento:

Medio de enraizamiento (sustrato):

El sustrato de propagación debe cumplir tres funciones muy importantes para el éxito del proceso: sujetar las estacas, mantener la humedad y permitir el intercambio de gases (Hartmann y Kester, 1988; Botti, 1999). Por lo tanto, cualquier material o mezcla de materiales que se utilice debe permitir una buena retención de agua (sin acumularla excesivamente) y una aireación que permita un contenido de oxígeno adecuado para la respiración de los tejidos sometidos a la producción de nuevas raíces (Botti, 1999). También debe poseer un buen drenaje y estar libre de microorganismos (Peate, 1989). Además, debe contener un escaso contenido de materia orgánica (Sandoval, 1997), con una densidad aparente baja, para facilitar su mezcla, manipulación, traslado y trasplante (James, 1986).

Existen numerosos tipos de sustratos. Están los de tipo orgánico (turba, tierra de hoja, aserrín, cáscara de arroz, etc) y los de tipo mineral (arena y arcillas expandidas como la perlita y vermiculita) (Wells, 1979; MacDonald, 1986; Botti, 1999). Los mejores resultados generalmente se han obtenido con el empleo de una mezcla de perlita y vermiculita en proporción de 2:1 ó 1:1, pero su costo es demasiado elevado (Botti, 1999).

Temperatura ambiental y del medio de enraizamiento:

La temperatura ambiental óptima para el enraizamiento varía según la especie (Hartmann y Kester, 1988). Botti (1999), señala que la mayoría de las especies requieren rangos diurnos de 20 a 27 °C, mientras Hartmann y Kester (1980) restringen el rango de 21 a 27 °C. La temperatura nocturna ideal debe estar alrededor de los 15 °C (Hartmann y Kester, 1980; Botti, 1999). Muchas especies logran mayores porcentajes de enraizamiento y en menor tiempo cuando la temperatura del sustrato se mantiene entre 25 y 28 °C en los primeros 15 a 20 días, para luego disminuirla a entre 18 y 20 °C. Esta condición puede llegar a ser decisiva en el proceso de enraizamiento para algunas especies vegetales (Botti, 1999). Pero no siempre existen los medios económicos para poder implementar camas calientes.

Humedad:

Es de gran importancia que las condiciones ambientales de temperatura y humedad en el sector de propagación puedan ser controladas, manteniéndolas dentro de los rangos adecuados (Botti, 1999). La humedad debe mantenerse alta: entre 70 y 80% aproximadamente para evitar la deshidratación del material vegetal, especialmente en el caso de estacas verdes o herbáceas. Para ello es indispensable el empleo de boquillas con riego fino intermitente (mist) o incluso un equipo que entregue niebla fina (nebulizado) cada vez que la humedad ambiental disminuya en el invernadero. De esta forma se mantiene la humedad adecuada del sustrato y se humedecen las hojas de las estacas, reduciendo a la vez la temperatura del medio y la transpiración de las estacas (Sabja, 1980; Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988; Botti, 1999).

Luz:

En el crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis. En el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces. Los efectos en él pueden deberse a la intensidad (radiancia), al fotoperíodo (longitud del día) y a la calidad de luz. Estos efectos pueden ser ejercidos ya sea en las plantas madres de las que se toma el material o en las estacas mismas durante el proceso de enraizamiento (Dirr y Heuser, 1987; Hartmann y Kester, 1988). La duración y la intensidad de la luz son factores que deben ser considerados, ya que son fundamentales en la producción de hormonas o auxinas y en la fotosíntesis, básicamente en la formación de carbohidratos, y por lo tanto necesaria para la iniciación y formación de raíces y yemas en las estacas (Hartmann y Kester, 1980; MacDonald, 1986).

En algunas especies, el mayor porcentaje de enraizamiento se obtiene con fotoperíodos largos y de iluminación continua (Hartmann y Kester, 1988).

HIPOTESIS:

- La aplicación de reguladores de crecimiento promotores de enraizamiento, en determinadas concentraciones, puede favorecer el enraizamiento de estacas de *Populus deltoides* "Australia 60/129"
- Existen diferencias significativas (5%) entre los diferentes tratamientos aplicados para las variables objeto de estudio (Análisis de la varianza-Prueba de F).

OBJETIVOS:

Objetivos generales:

- Generar información, a partir de los ensayos realizados, sobre el uso de reguladores de crecimiento en Salicáceas para la inducción de enraizamiento de estacas.
- Proponer prácticas de fácil incorporación por el sector forestal que permitan un adecuado manejo del material de plantación.
- Analizar las causas de la baja supervivencia a campo de las estacas del clon *Populus deltoides* “Australia 60/129”.

Objetivos específicos:

- Estudiar el enraizamiento de estacas de *Populus deltoides* “Australia 60/129”, mediante la aplicación de diferentes dosis de Acido naftalén acético y Acido indolbutírico en soluciones diluídas, a partir de variables relacionadas con el enraizamiento.
- Determinar el regulador de crecimiento y la concentración más efectiva para lograr un buen crecimiento y formación radicular.
- Comparar el enraizamiento del clon *Populus deltoides* “Australia 60/129” con el clon *Populus deltoides* “Stoneville 109”.

MATERIALES Y METODOS:

Para realizar el trabajo de investigación, se instaló un ensayo bajo condiciones de invernáculo en el vivero Darwin, colocándose las estacas en envases de polietileno de 4 litros de capacidad. Las estacas de *Populus deltoides* “Australia 60/129” y *Populus deltoides* “Stoneville 109” fueron seleccionadas de la parte media de las guías que se obtuvieron de un estaquero de 8 años de edad (implantado con material donado por la Ing. Cortizo de la Compañía General de Fósforos Sudamericana S.A) ubicado en el mismo establecimiento **(Figuras A y B)**.

Las estacas, se cortaron a una longitud de 35 cm., asegurándose de tener diámetros homogéneos (de 1 a 1,5 cm) y que las mismas presentaran de 3 a 4 yemas visibles al momento de la plantación.



Figura A: Ensayo constituido por los distintos tratamientos.



Figura B: Estacas colocadas en envases de polietileno de 4 lts.

Luego de realizar un corte basal recto de las estacas, se prepararon las soluciones diluidas de PGR y se colocaron durante 24 hs en las distintas soluciones preparadas.

Los reguladores de crecimiento que se utilizaron fueron:

Acido 3 indolbutírico (IBA, puro) y Acido Naftalénacético (ANA, preparado comercial Nafusafu® polvo soluble al 4 %, cuya composición es 4 grs. de Alfa naftalen acetato de sodio y 100 grs. de inertes) en diferentes concentraciones.

Los tratamientos consistieron en la aplicación de soluciones diluidas de ANA y AIB en distintas concentraciones sobre material de plantación del clon *Populus deltoides* “Australia 60/129”. Además, las estacas del clon *Populus deltoides* “Stoneville 109” se colocaron en agua con el objeto de hacer una comparación de los testigos de ambos clones. En todos los casos se dejaron las estacas durante 24 hs en las distintas soluciones (sumergiendo la base de la estaca).

Los tratamientos que se aplicaron son los siguientes:

- 1) Testigo (en agua)
- 2) ANA 20 ppm
- 3) ANA 50 ppm
- 4) ANA 100 ppm
- 5) IBA 20 ppm
- 6) IBA 50 ppm
- 7) IBA 100 ppm

Se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA), constituido por 7 tratamientos, parcelas de 2 envases por tratamiento y se realizaron un total de 8 repeticiones.

Luego del tratamiento con PGR, se llenaron los envases con el sustrato preparado y se colocaron las estacas para lograr su enraizamiento. Se utilizó un sustrato a base de tierra fértil del lugar, arena lavada de río y pinocha (acículas de pino en semidescomposición) en proporciones 2:1:1. Los contenedores empleados fueron envases de polietileno de 4 litros. Posteriormente se identificaron los tratamientos dentro del ensayo, colocando en el envase el nombre de cada uno.

Por último, se instaló una parcela del mismo tamaño y repeticiones que el ensayo del clon 129/60, pero en este caso utilizando estacas del clon *Populus deltoides*

“Stoneville 109” solamente remojadas en agua durante 24 hs; con el propósito de comparar la respuesta de este clon con el testigo del clon australiano. Este ensayo contó con un total de 128 estacas (contando la parcela del clon “Stoneville 109”).

Se realizó un continuo seguimiento y mantenimiento del ensayo; el cual se regó a capacidad de campo cada 3 días.

Variables de medición:

Luego de transcurridos 90 días desde la instalación del ensayo se procedió a medir y calcular las siguientes variables en las estacas enraizadas:

-Número de raíces por estaca: se contaron todas las raíces que se generaron a lo largo de la estaca.

-Número de raíces en el callo: representada por aquellas raíces que se produjeron en la zona de formación del callo, ubicada en la parte basal de la estaca.

-Número de raíces laterales: son las raíces que tuvieron su origen a lo largo de la parte enterrada de la estaca y que no están ubicadas en la zona del callo.

-Proporción de raíces laterales: se calculó a partir de la relación número de raíces laterales/ número de raíces por estaca.

-Peso seco de raíces: Se extrajo una muestra aleatoria de 4 plantas por tratamiento y una vez contadas las raíces para determinar las variables anteriormente enunciadas, se procedió al lavado de las mismas, luego se cortaron y se dejaron orear. Finalmente se secaron en estufa a una temperatura de 105°C hasta obtener un peso constante y se pesaron en una balanza de precisión. Este procedimiento se llevó a cabo en el

laboratorio de Fitoquímica de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales de la Universidad Nacional de La Plata.

Una vez obtenidos los datos de las variables a estudiar, se realizó un promedio por parcela (debido a esto se presentan decimales en variables que corresponden a un recuento) y se realizó una transformación de las variables a raíz cuadrada de x , para cumplir con todos los supuestos del ANOVA (Análisis de la varianza). Los datos transformados y en su versión original se encuentran disponibles en el **Anexo (pág. 51)**. Para analizar el supuesto de Normalidad se utilizó el Test W de Shapiro-Wilks (modificado); mientras que para el supuesto de Homocedasticidad se aplicó la Prueba de Levene.

Luego se analizaron estadísticamente con el programa “InfoStat/L versión 2007I actualizada”, realizándose la prueba de F para un nivel de significancia del 5%.

En los casos donde se encontraron diferencias significativas entre tratamientos se procedió a realizar el Test de Tuckey, para determinar cuáles son los tratamientos que presentaban diferencias con el testigo.

Ensayo a campo:

El mismo ensayo realizado en invernadero, se llevó a cabo a campo con el objetivo de evaluar la supervivencia de las estacas. En este caso, cada parcela estuvo constituida por 10 plantas y se realizaron 3 repeticiones. Contó el ensayo con un total de 240 estacas (incluyendo la parcela del clon *Populus deltoides* “Stoneville 109” utilizada para contrastar el testigo). La preparación del suelo se hizo con doble pasada de rastra y se realizó la plantación de las estacas con barreta. Se utilizó un distanciamiento de 80 cm entre estacas y la época de plantación fue mediados de Agosto. Esta experiencia se evaluó a los 6 meses de instalado el ensayo (en el mes de Febrero).

RESULTADOS Y DISCUSION:

Comparación de clones:

Inicialmente se compararon los tratamientos “testigo” de los clones estudiados. Ambos presentaron enraizamiento en las estacas (**Figuras C y D**), sin embargo se analizó si existen diferencias significativas en cuanto al número total de raíces por estaca, número de raíces localizadas en el callo, número de raíces laterales, peso seco de raíces y proporción de raíces laterales.



Figura C: Clon “Australia 60/129”



Figura D: Clon “Stoneville 109”

Número total de raíces por estaca

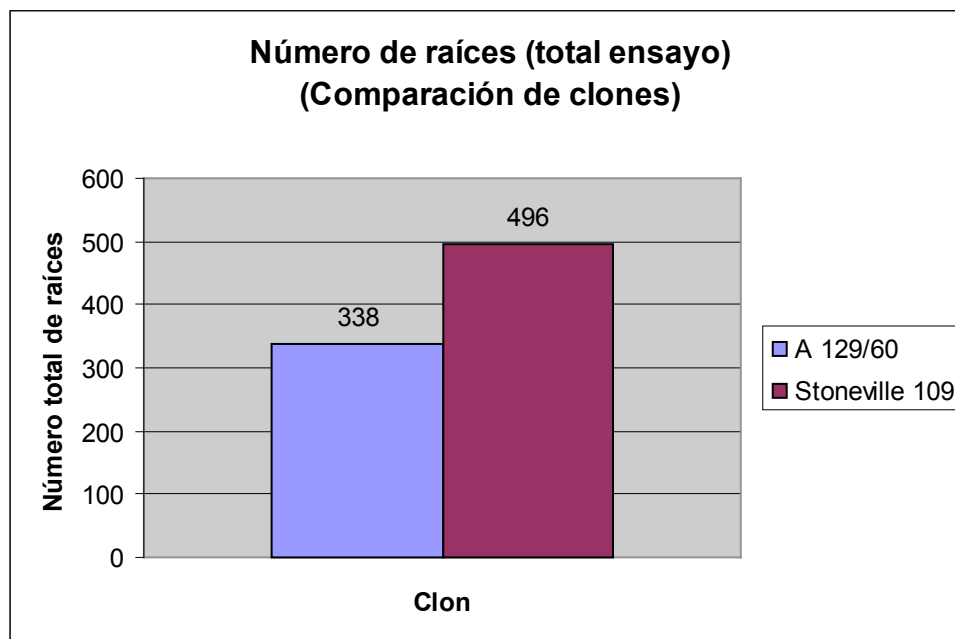


Gráfico 1: Número de raíces (Comparación de clones)

Variable					
√Número Total de raíces					
Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)					
Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	P-valor
Modelo	4,31	1	4,31	21,8	0,0004
Tratamientos	4,31	1	4,31	21,8	0,0004
Error	2,77	14	0,2		
Total	7,07	15			
Test: Tuckey alfa= 0,05 DMS= 0,47656 Error= 0,1975 gl=14					
Tratamientos	Medias	n			
1- A 129/60	4,52	8	A		
8- Stoneville 109	5,55	8		B	

Tabla A: Análisis de la varianza y Test de Tuckey para la variable √Número total de raíces

Se encontraron diferencias significativas entre los clones para la variable Raíz cuadrada del número total de raíces por estaca (**Tabla A**), siendo “Stoneville 109” el clon que presenta mayor cantidad de raíces por estaca. En el total del ensayo, el clon “Stoneville 109” generó 158 raíces más que el clon “Australia 60/129” (**Gráfico 1**).

Número de raíces localizadas en el callo

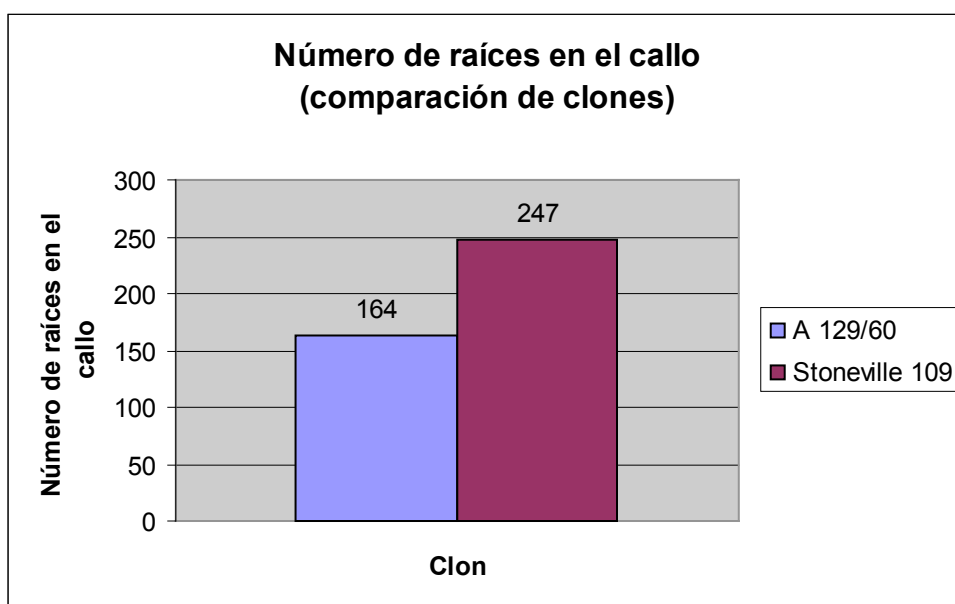


Gráfico 2 : Número de raíces localizadas en el callo (comparación de clones)

Análisis de la varianza

Variable
√ Número de raíces en el callo

Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)

Fuente de variación	SC	gl	CM	F	P-valor
Modelo	2,38	1	2,38	11,47	0,0044
Tratamientos	2,38	1	2,38	11,47	0,0044
Error	2,91	14	0,21		
Total	5,29	15			

Test: Tuckey alfa= 0,05 DMS= 0,48879

Error= 0,2078 gl=14

Tratamientos	Medias	n		
1- A 129/60	3,15	8	A	
8- Stoneville 109	3,92	8		B

Tabla B: : Análisis de la varianza y Test de Tuckey para la variable √Número de raíces en el callo

También se encontraron diferencias significativas entre ambos clones para la variable Raíz cuadrada del número de raíces en el callo (**Tabla B**), localizándose la mayor cantidad de raíces en el callo en el clon “*Stoneville 109*” con respecto al clon australiano (**Gráfico 2**).

Número de raíces laterales

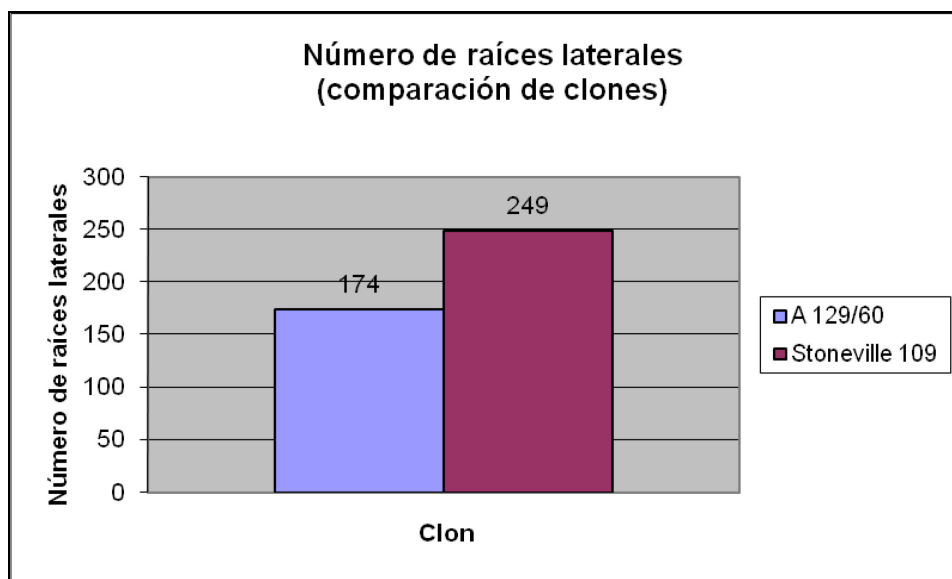


Gráfico 3: Número de raíces laterales (comparación de clones)

Análisis de la varianza

Variable
√ Número de raíces laterales

Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)

Fuente de variación	SC	gl	CM	F	P-valor
Modelo	2,40	1	2,40	4,56	0,0508
Tratamientos	2,40	1	2,40	4,56	0,0508
Error	7,37	14	0,53		
Total	9,78	15			

Test: Tuckey alfa= 0,05 DMS= 0,77820

Error= 0,5267 gl=14

Tratamientos	Medias	n	
1- A 129/60	3,13	8	A
8- Stoneville 109	3,90	8	A

Tabla C: Análisis de la varianza y Test de Tuckey para la variable √Número de raíces laterales

Si bien en el ensayo el clon “Stoneville 109” presentó mayor cantidad de raíces laterales (**Gráfico 3**); no se observaron diferencias significativas entre ambos clones para la variable Raíz cuadrada del número de raíces laterales (**Tabla C**).

Proporción de raíces laterales

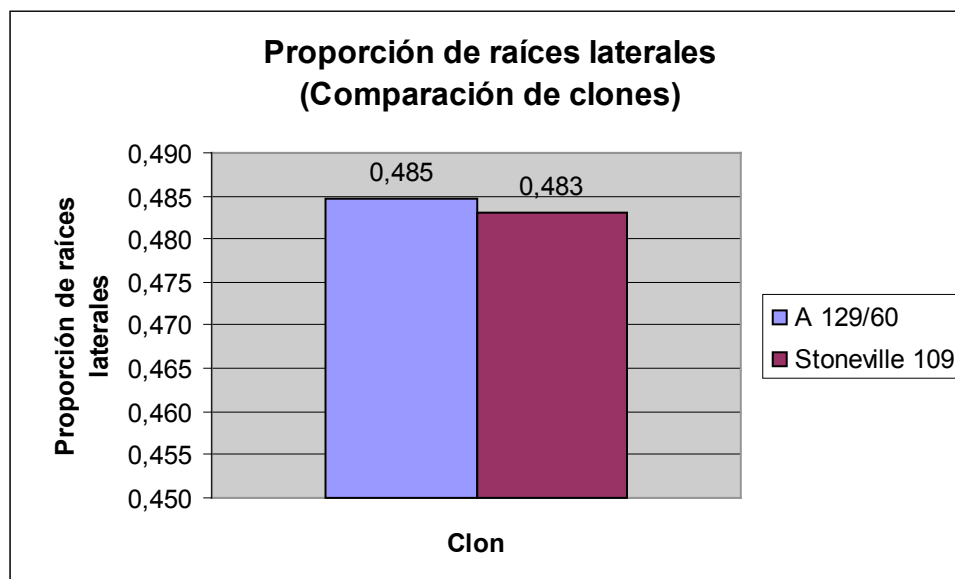


Gráfico 4: Proporción de raíces laterales (comparación de clones)

Análisis de la varianza

Variable
√ Proporción de raíces laterales

Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)

Fuente de variación	SC	gl	CM	F	P-valor
Modelo	0,000009	1	0,000009	0,00037	0,9850
Tratamientos	0,000009	1	0,000009	0,00037	0,9850
Error	0,34	14	0,02		
Total	0,34	15			

Test: Tuckey alfa= 0,05 DMS= 0,16812

Error= 0,0246 gl=14

Tratamientos	Medias	n	
1- A 129/60	0,48	8	A
8- Stoneville 109	0,48	8	A

Tabla D: Análisis de la varianza y Test de Tuckey para la variable √Proporción de raíces laterales

La proporción de raíces laterales fue similar en ambos clones (**Gráfico 4**) y el ANOVA indicó que no existieron diferencias significativas para dicha variable (**Tabla D**).

Peso seco de raíces

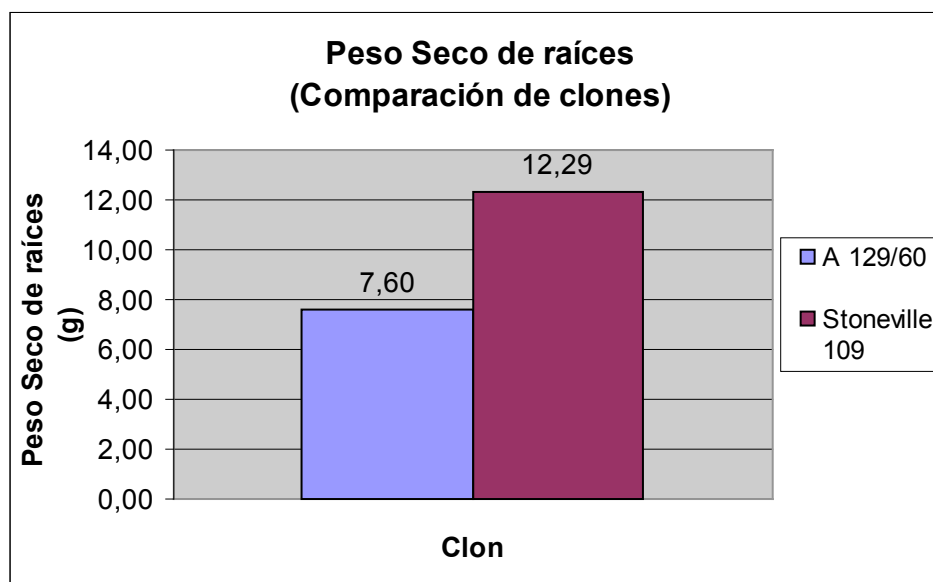


Gráfico 5: Peso seco de raíces (Comparación de clones)

Análisis de la varianza

Variable
√ Peso Seco de raíces

Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)

Fuente de variación	SC	gl	CM	F	P-valor
Modelo	0,27	1	0,27	25,86	0,0002
Tratamientos	0,27	1	0,27	25,86	0,0002
Error	0,14	14	0,01		
Total	0,41	15			

Test: Tuckey alfa= 0,05 DMS= 0,10890

Error= 0,0103 gl=14

Tratamientos	Medias	n		
1- A 129/60	0,97	8	A	
8- Stoneville 109	1,23	8		B

Tabla E: Análisis de la varianza y Test de Tuckey para la variable √Peso seco de raíces

Por último, existieron diferencias significativas entre los clones en cuanto al peso seco de raíces. El clon “*Stoneville 109*” mostró mayores valores de peso seco de raíces (**Gráfico 5**), al presentar mayor cantidad de raíces (**ver Gráfico 1**) y de mayor longitud (**ver Figuras C y D**).

Ensayo utilizando reguladores de crecimiento:

Tal como se mencionó anteriormente, el análisis se realizó solamente en estacas del clon Australia 60/129, aplicándoles distintos tratamientos, que consistieron en la aplicación de tres dosis diferentes de dos reguladores de crecimiento (ANA y AIB). Además un tratamiento está representado como “testigo”, en el cual las estacas se colocaron en agua por 24 hs. Se analizaron los datos para las siguientes variables:

- √ Número total de raíces por estaca
- √ Número de raíces en el callo
- √ Número de raíces laterales
- √ Proporción de raíces laterales
- √ Peso seco de raíces

Número total de raíces por estaca

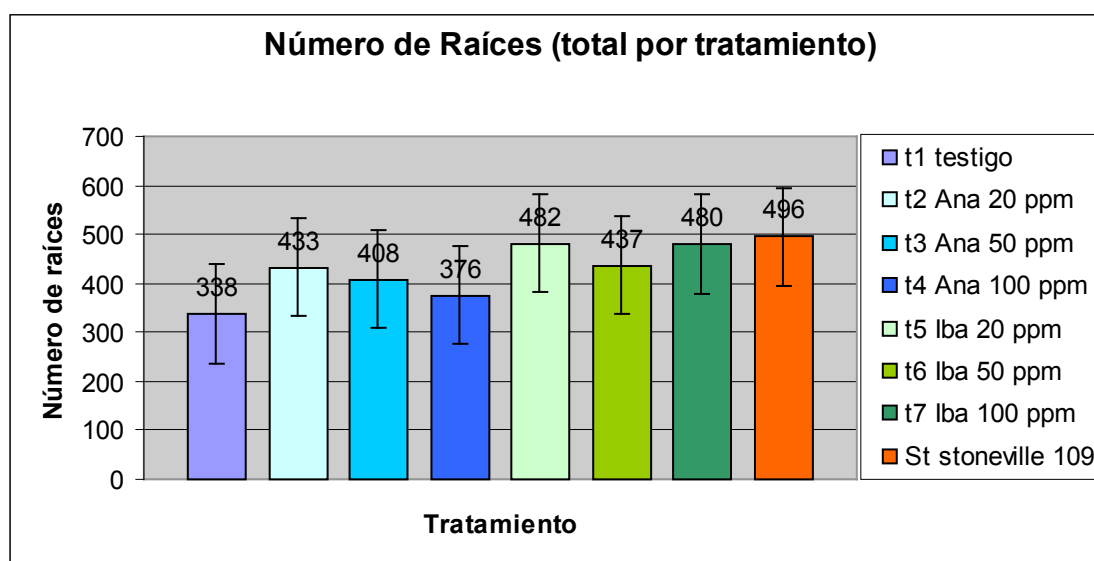


Gráfico 6: Número de raíces (total por tratamiento)

Al analizar el número total de raíces por estaca, observamos que el menor valor lo presentó el T1 (testigo en agua), tal como se observa en el **Gráfico 6**.

Análisis de la varianza					
	Variable				
	√Número Total de raíces				
Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)					
Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	P-valor
Modelo	6,19	6	1,03	2,68	0,0248
Tratamientos	6,19	6	1,03	2,68	0,0248
Error	18,83	49	0,38		
Total	25.02	55			

Tabla F: Análisis de la varianza para la variable número total de raíces por estaca

Se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos (**tabla F**), obteniéndose muy buenos resultados con aquellos tratamientos en que se aplicó el IBA como fitorregulador (**Gráfico 6**). Un hecho similar, es descripto por Ragonese et. al., (1968),

al señalar que el tratamiento con AIB (50 ppm) produjo resultados positivos en todos los cultivares de álamos ensayados en lo que concierne a número total de raíces.

Test: Tuckey alfa= 0,05 DMS= 0,95448

Error= 0,3843 gl=49

Tratamientos	Medias	n		
1- Testigo	4,44	8	A	
4- Ana 100 ppm	4,82	8	A	B
3- Ana 50 ppm	4,99	8	A	B
2- Ana 20 ppm	5,18	8	A	B
6- Iba 50 ppm	5,2	8	A	B
5- Iba 20 ppm	5,44	8		B
7- Iba 100 ppm	5,45	8		B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Tabla G: Test de Tuckey para la variable $\sqrt{\text{número total de raíces por estaca}}$

El Test de Tuckey, indicó diferencias para sólo 2 tratamientos por sobre el tratamiento testigo. Los tratamientos T7 (IBA 100 ppm) y T5 (IBA 20 ppm) mostraron ser los más eficaces para promover mayor cantidad de raíces en las estacas. La aplicación de ANA en sus distintas dosis, si bien aumento la cantidad de raíces generadas con respecto al Testigo, no se diferenció en forma significativa del mismo (**Tabla G**). Además, según se observa en el **Gráfico 6**, al aumentar la dosis de ANA disminuyó sensiblemente el número total de raíces.

Número de raíces en el callo

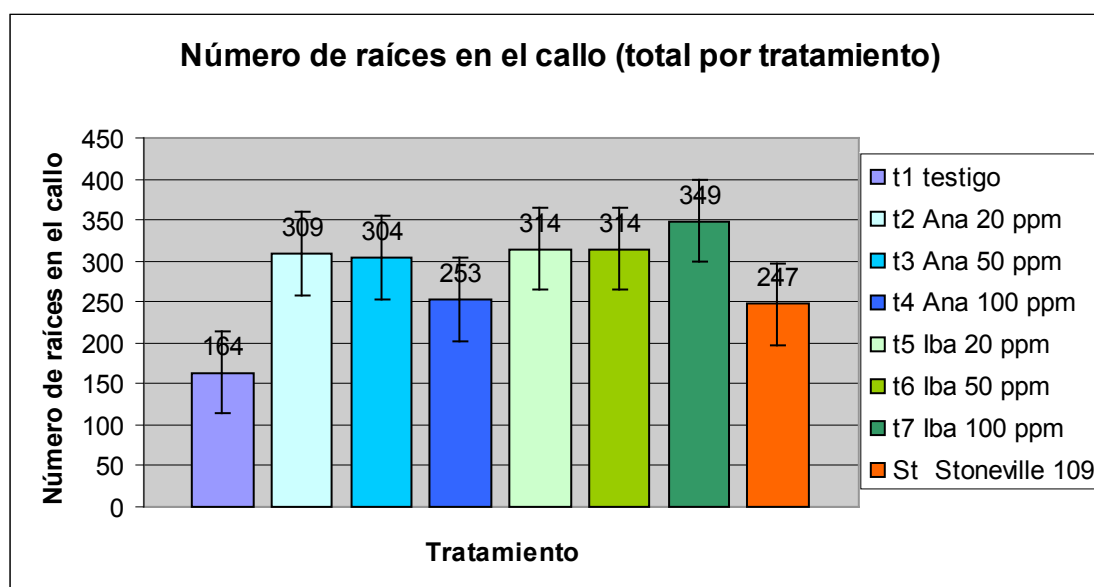


Gráfico 7: Número de raíces en el callo (total por tratamiento)

En el ensayo instalado todas las estacas presentaron la formación de un callo basal donde se iniciaron gran cantidad de raíces adventicias en esa zona. En el tratamiento testigo, al cual no se le aplicó ninguna sustancia estimulante; si bien se originó un pequeño callo en la base de las estacas, este contenía menor cantidad de raíces ubicadas en esa zona y presentó más raíces a lo largo de la estaca (raíces laterales). Como resultado de la aplicación de reguladores de crecimiento se observó que al tratar las estacas con soluciones diluidas de ANA e IBA, se estimuló la formación de una gran masa de células que entraron en actividad formando un callo de mayor tamaño (comparado con el callo formado cuando no se aplicó ninguna sustancia estimulante) y localizando una mayor producción de raíces en esa zona (cotejando con tratamiento testigo) tal como se observa en el **Gráfico 7**. Un comportamiento similar fue indicado por Ragonese. A .E (1972) al analizar el enraizamiento de estacas de "*Populus deltoides* cv. I/63/51".

Análisis de la varianza						
	Variable					
	√Número de raíces en el callo					
Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)						
	Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	P-valor
	Modelo	12,35	6	2,06	5,89	0,0001
	Tratamientos	12,35	6	2,06	5,89	0,0001
	Error	17,11	19	0,35		
	Total	29,45	55			

Tabla H: Análisis de la varianza para la variable √número de raíces en el callo

Existieron diferencias significativas en cuanto al número de raíces en el callo (**Tabla H**), diferenciándose casi todos los tratamientos por sobre el testigo (**Tabla I**). El único tratamiento que no se diferenció estadísticamente del mismo, fue el T4 correspondiente a ANA 100 ppm. Este comportamiento no se puede explicar con exactitud, pero puede haber ocurrido que la dosis más alta de ANA haya tenido un efecto inhibitorio, ya que dosis más bajas (20 y 50 ppm) obtuvieron mayor cantidad de

raíces localizadas en el callo. Con respecto a esto último, Mesén, en 1993, describe que las estacas generalmente responden a las dosis de auxina de una manera típica, mostrando un aumento progresivo en el número y calidad de las raíces formadas con cada aumento en la dosis de auxina hasta alcanzar un punto máximo, a partir del cual se inicia un descenso en la respuesta debido a problemas de toxicidad. En el **Gráfico 7**; se puede observar que el número de raíces localizadas en el callo es sensiblemente menor a medida que se aumentó la dosis de ANA (correspondiente a los tratamientos T2, T3 y T4); esto mismo ocurrió cuando se analizó el número total de raíces (**ver Gráfico 6**). Sin embargo, este efecto no se evidenció cuando se aplicaron diferentes dosis de AIB como fitoregulator (ver tratamientos T5, T6, T7 en **Gráfico 7**).

Mesén (1998) sostiene que la desventaja principal del ANA es que generalmente ha mostrado ser más tóxica que el AIB bajo concentraciones similares.

Test: Tuckey alfa= 005 DMS= 090972
Error= 03491 gl=49

Tratamientos	Medias	n		
1- Testigo	3,11	8	A	
4- Ana 100 ppm	3,95	8	A	B
3- Ana 50 ppm	4,31	8		B
2- Ana 20 ppm	4,37	8		B
5- Iba 20 ppm	4,38	8		B
6- Iba 50 ppm	4,4	8		B
7- Iba 100 ppm	4,64	8		B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Tabla I: Test de Tuckey para la variable $\sqrt{\text{Número de raíces en el callo}}$

Como muestra el test de Tuckey (**Tabla I**), salvo el T4, todos los tratamientos en que se utilizaron sustancias reguladores de crecimiento presentaron diferencias significativas con respecto al tratamiento testigo (en agua).

Los mayores valores se observaron en los tratamientos en los que se aplicó ácido indolbutírico como fitoregulator.

Número de raíces laterales

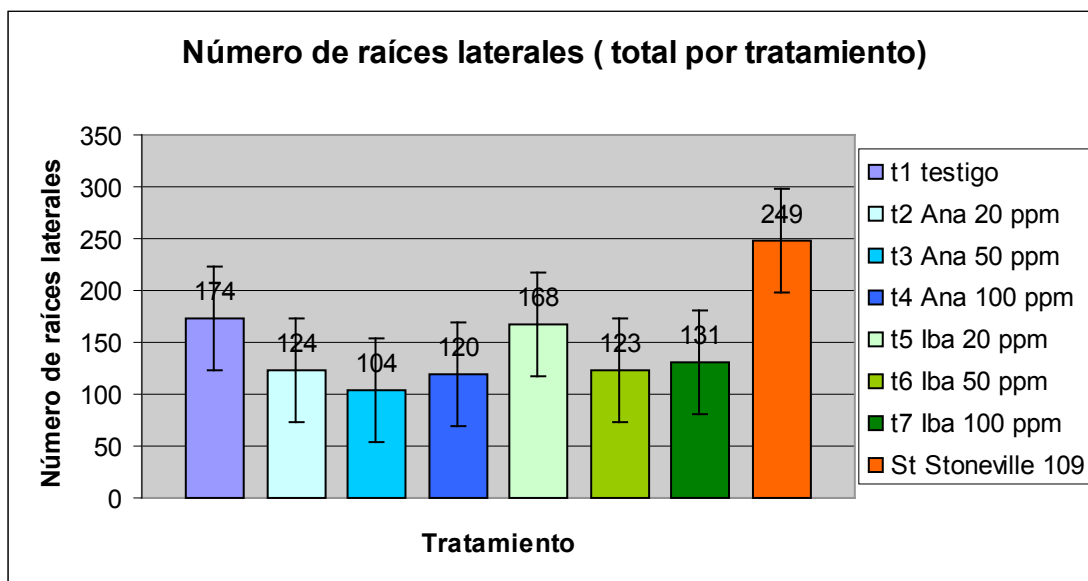


Gráfico 8: Número de raíces laterales (total por tratamiento)

Análisis de la varianza						
	Variable					
	√Número de raíces laterales					
Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)						
	Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	P-valor
	Modelo	2,64	6	0,44	1,24	0,3043
	Tratamientos	2,64	6	0,44	1,24	0,3043
	Error	17,42	49	0,36		
	Total	20,06	55			

Tabla J: Análisis de la varianza para la variable √número de raíces laterales

Test: Tuckey alfa= 0,05 DMS= 0,91812				
Error= 0,3556 gl=49				
Tratamientos	Medias	n		
3- Ana 50 ppm	2,5	8	A	
4- Ana 100 ppm	2,68	8	A	
6- lba 50 ppm	2,71	8	A	
2- Ana 20 ppm	2,76	8	A	
7- lba 100 ppm	2,81	8	A	
1-Testigo	3,06	8	A	
5- lba 20 ppm	3,19	8	A	

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Tabla K: Test de Tuckey para la variable √Número de raíces laterales

Las raíces adventicias se pueden ubicar en el callo o a lo largo de la estaca (raíces laterales). En el ensayo se detectó que las estacas colocadas en agua (t1 testigo) presentaron mayor cantidad de raíces ubicadas a lo largo de la parte enterrada de la estaca. Al aplicar reguladores de crecimiento la cantidad de raíces que se originaron a lo largo de la estaca fue sensiblemente menor que el testigo (aproximadamente entre un 5 a 30 % menor) y las raíces se concentraron principalmente en la zona del callo (**Gráfico 8**).

Sin embargo, para la variable Número de raíces laterales no se encontraron diferencias significativas para un nivel de probabilidad del 5% (según se puede observar en la **tabla J**). En este sentido, no se concuerda con los resultados publicados por Ragonese. A .E (1972) el cual menciona que al aplicar agua desmineralizada sobre estacas de *Populus deltoides* cv. I/63/51 el número de raíces laterales fue significativamente mayor (5%) que en los casos que fueron tratadas con una solución de AIB.

Al aplicar reguladores de crecimiento se obtuvo una buena respuesta en cuanto al número de raíces ubicadas en el callo, con un leve detrimento de las raíces que se originaron a lo largo de la estaca en el tratamiento testigo. Sin embargo, ningún tratamiento mostró significancia estadística sobre los demás para la variable número de raíces laterales, por lo que se puede decir que al aplicar reguladores de crecimiento no se alteró la cantidad de raíces laterales que se originan en una estaca, en comparación a cuando las estacas sólo son sumergidas en agua.

Proporción de raíces laterales

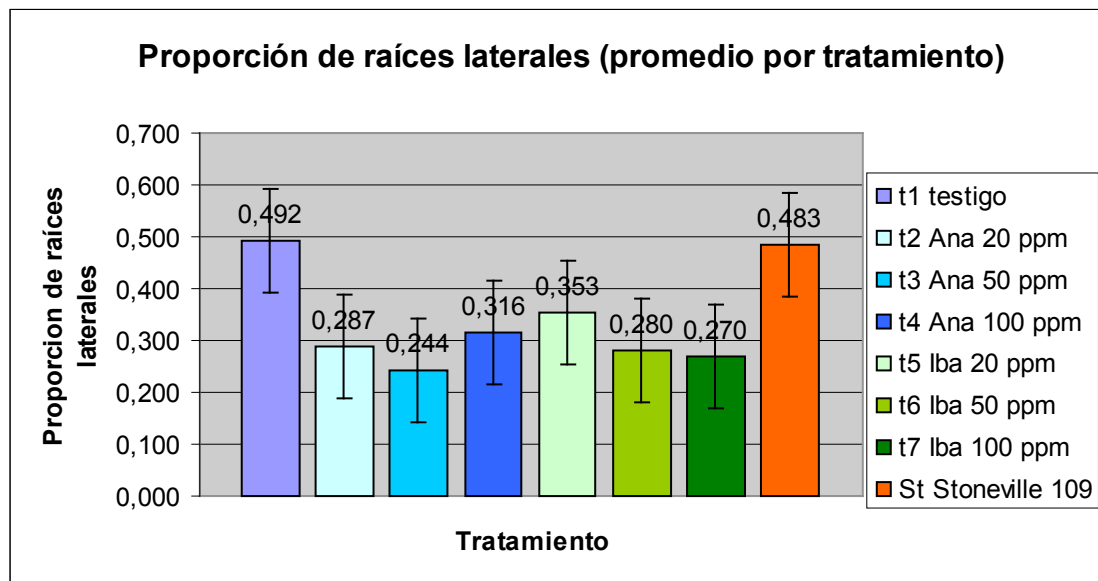


Gráfico 9: Proporción de raíces laterales (promedio por tratamiento)

Análisis de la varianza						
	Variable					
	√ Proporción de raíces laterales					
Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)						
	Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	P-valor
	Modelo	0,20	6	0,03	3,63	0,0047
	Tratamientos	0,20	6	0,03	3,63	0,0047
	Error	0,44	49	0,01		
	Total	0,64	55			

Tabla L: Análisis de la varianza para la variable √Proporción de raíces laterales

Test: Tuckey alfa= 0,05 DMS= 0,14591

Error= 0,0090 gl=49

Tratamientos	Medias	n		
3- Ana 50 ppm	0,49	8	A	
7- lba 100 ppm	0,51	8	A	
6- lba 50 ppm	0,52	8	A	
2- Ana 20 ppm	0,53	8	A	
4- Ana 100 ppm	0,55	8	A	B
5- lba 20 ppm	0,59	8	A	B
1-Testigo	0,68	8		B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Tabla LL: Test de Tuckey para la variable √Proporción de raíces laterales

El tratamiento testigo mostró los mayores valores para esta variable (**Gráfico 9**); calculada a partir del cociente entre el número total de raíces (en el callo + laterales) y el número de raíces laterales. Este tratamiento (T1) al presentar menor cantidad de raíces en el callo y un buen número de raíces localizadas a lo largo de la estaca, se diferenció estadísticamente solo de algunos tratamientos (T3, T7, T6 y T2) a los cuales se les aplicó reguladores de crecimiento. Mientras que no difirió con significancia estadística de los tratamientos T4 y T5 (**Tablas L y LL**); que justamente son los tratamientos donde se evidenció menos efecto para inducir raíces localizadas en la zona del callo para cada fitorregulador respectivamente (**ver Gráfico 7**).

Peso seco de raíces

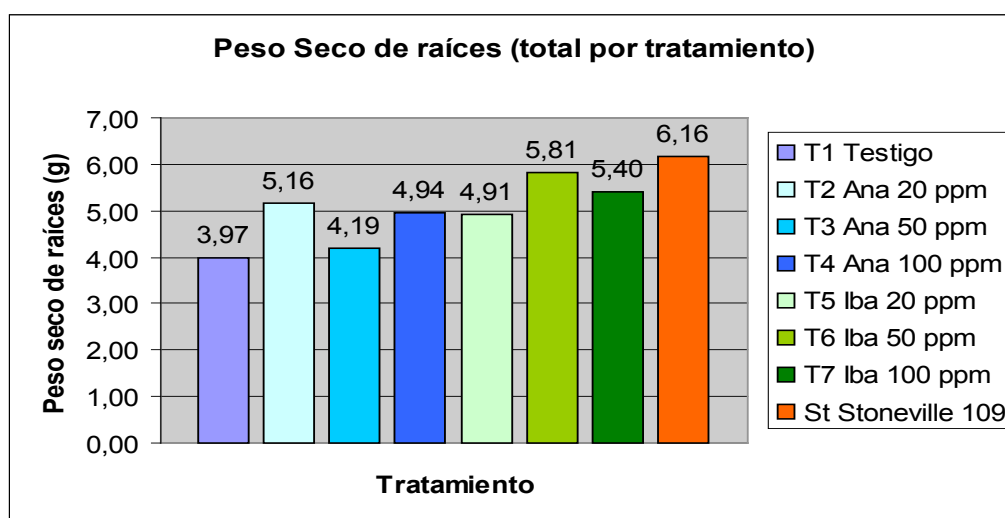


Gráfico 10: Peso seco de raíces (total por tratamiento)

Al analizar esta variable se observó, que en general, al aplicar sustancias reguladoras del crecimiento aumenta el peso seco de las raíces formadas en las estacas, fundamentalmente por aumentar la cantidad de raíces originadas y la longitud de las mismas; dando una idea de la biomasa de raíces formada en la estaca (**Gráfico 10**).

Análisis de la varianza					
Variable					
√ Peso seco de raíces					
Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)					
Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	P-valor
Modelo	0,13	6	0,02	2,71	0,0414
Tratamientos	0,13	6	0,02	2,71	0,0414
Error	0,17	21	0,01		
Total	0,3	27			

Tabla M: Análisis de la varianza para la variable √Peso seco de raíces

Test: Tuckey alfa= 0,05 DMS= 0,20810				
Error= 0,0082 gl=21				
Tratamientos	Medias	n		
1-Testigo	1	4	A	
3- Ana 50 ppm	1,02	4	A	B
5- lba 20 ppm	1,1	4	A	B
4- Ana 100 ppm	1,11	4	A	B
2- Ana 20 ppm	1,13	4	A	B
7- lba 100 ppm	1,16	4	A	B
6- lba 50 ppm	1,2	4		B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Tabla N: Test de Tuckey para la variable √Peso seco de raíces

El tratamiento testigo (T1) mostró los menores valores de peso seco, aumentando los mismos con los tratamientos (T2, T3, T4, T5, T6 y T7). Sin embargo, un solo tratamiento (T6) sobresalió por sobre el tratamiento testigo (T1), existiendo diferencias significativas para la variable Peso seco de raíces (**Tablas M y N**).

Ragonese et. al., (1968), señalan que una dosis de 50 ppm de IBA permitió aumentar el peso seco de raíces en todos los cultivares de álamos ensayados. En este sentido, se obtuvo el mismo resultado, ya que los tratamientos con ANA no se diferenciaron estadísticamente del testigo; y cuando se aplicó IBA a las estacas sólo la dosis de 50 ppm (correspondiente a T6) mostró una respuesta favorable para la biomasa de raíces generada.

Ensayo a campo

A los 6 meses de instalado el ensayo se relevaron los datos de la supervivencia de estacas a campo. El tratamiento testigo del clon australiano mostró una supervivencia relativamente baja, registrándose un valor de 70 %; confirmando así los antecedentes encontrados por Suarez (com. Pers., 1995), Gennari. et. al., (2004) y Senisterra, et. al., (2011). Por otro lado, el clon “Stoneville 109”; del cual se sabía su buena capacidad de enraizamiento (Casaubón, et al., 2001), mostró los mayores valores del ensayo con un valor de 96,67% (**Gráfico 11**).

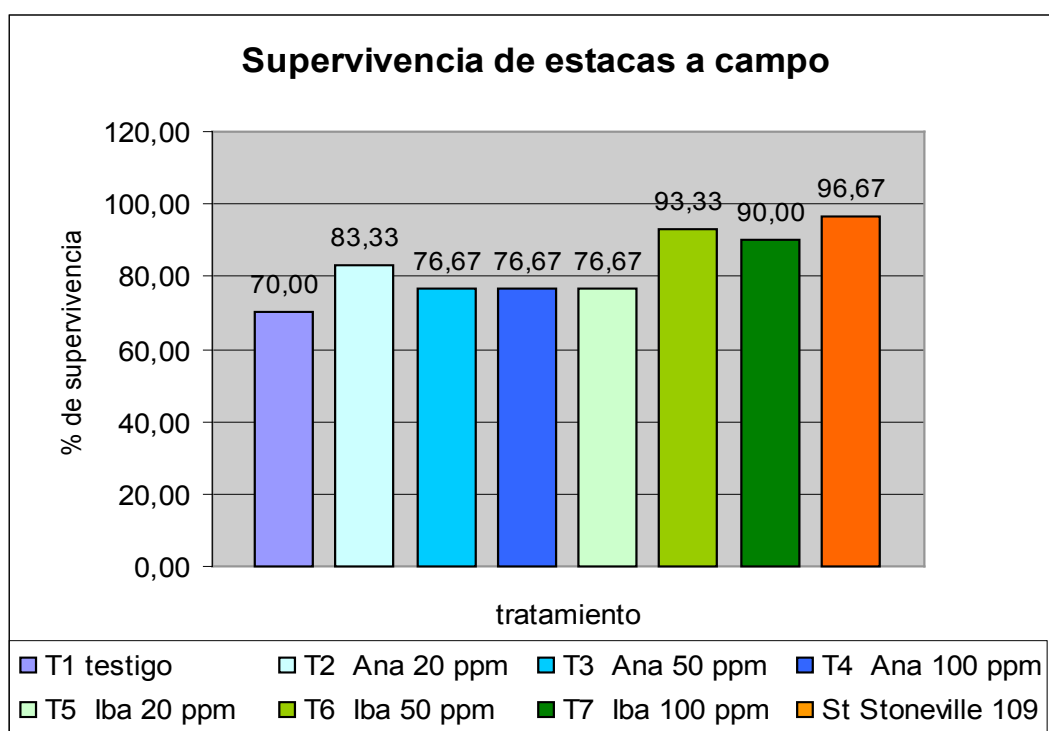


Gráfico 11: Supervivencia de estacas a campo

Cuando a las estacas del clon australiano se les aplicó reguladores de crecimiento, los valores de supervivencia aumentaron en buena forma. Obteniéndose porcentajes cercanos a los mostrados por el clon “Stoneville 109”.

Los tratamientos más eficientes fueron el de IBA en dosis de 50 y 100 ppm; con valores de supervivencia de 93,33% y 90 % respectivamente; mientras que la

aplicación de ANA sólo mostró resultados aceptables (83,33%) con la dosis de 20 ppm
(Gráfico 11).

Análisis de la varianza						
	Variable					
	√% de Supervivencia					
Cuadro de Análisis de la varianza (SC Tipo III)						
	Fuente de Variación	SC	gl	CM	F	P-valor
	Modelo	3,83	6	0,64	3,86	0,0174
	Tratamientos	3,83	6	0,64	3,86	0,0174
	Error	2,31	14	0,17		
	Total	6,15	20			

Tabla Ñ: Análisis de la varianza para la variable √% de Supervivencia

Test: Tuckey alfa= 0,05 DMS=1,13371				
Error= 0,1654 gl=14				
Tratamientos	Medias	n		
1-Testigo	8,35	3	A	
4- Ana 100 ppm	8,75	3	A	B
5- lba 20 ppm	8,75	3	A	B
3- Ana 50 ppm	8,75	3	A	B
2- Ana 20 ppm	9,13	3	A	B
7- lba 100 ppm	9,48	3	A	B
6- lba 50 ppm	9,66	3		B

Letras distintas indican diferencias significativas ($p \leq 0,05$)

Tabla O: Test de Tuckey para la variable √% de Supervivencia

Al realizar el ANOVA se detectaron diferencias significativas (5%) para los tratamientos aplicados (Tabla Ñ), y al realizar el test de Tuckey (Tabla O) se puede observar que sólo el T6 (IBA, 50 ppm) pudo sobresalir por sobre el tratamiento testigo (T1).

La aplicación de sustancias reguladoras del crecimiento en soluciones diluidas contribuye en gran medida a aumentar la supervivencia a campo de estacas del clon "Australia 60/129". Sin embargo, también parece necesario realizar una correcta selección del material de plantación, logrando así que las estacas presenten de 3 a 4 yemas somáticas visibles. Esto último se comenta debido a que al momento de cortar

las estacas se observó que no toda la parte de la guía del clon australiano presentaba gran cantidad de yemas, lo contrario se vio en el clon “Stoneville 109”.

En este ensayo se realizó una selección del material de plantación, cortándose las estacas de la parte media de las guías de un año de edad. Tal vez, de no haberse realizado dicha clasificación, los valores de supervivencia hubieran sido mucho menores. También hay que tener en cuenta que esta actividad de selección del material de plantación genera un costo adicional en plantaciones de gran envergadura y habría que evaluar su implementación. En este sentido, Gennari. et al., (2004) señalan que el clon *Populus deltoides* cv. *Australia 60/129* mantuvo un valor alto de supervivencia aplicando el tratamiento de preparación de estacas con porción de rama (obtenidas de los segmentos de guías que no presentaban yemas, debido a que brotaron las mismas en la estación de crecimiento anterior); el cual insume mayor tiempo y su plantación es más compleja, pero de todos modos sería una opción ante la imposibilidad de obtener estacas con yemas.

CONCLUSIONES

El clon “Australia 60/129” al ser comparado con el clon “Stoneville 109”, que por experiencia y trabajos previos se sabe que presenta buen enraizamiento (Casaubón, et al., 2001), mostró menor cantidad de raíces por estaca, menor número de raíces localizadas en el callo y menores valores para la variable peso seco de raíces. Estas diferencias se pueden corregir utilizando reguladores de crecimiento como ANA e IBA en las dosis estudiadas.

Mediante la aplicación de reguladores de crecimiento a estacas del clon *Populus deltoides* “Australia 60/129” se aumenta el número de raíces totales por estaca y la cantidad de raíces que se generan en el callo. Además, no modifica significativamente la cantidad de raíces ubicadas a lo largo de la estaca, así como tampoco la proporción de raíces laterales.

La biomasa de raíces generada (Peso seco) es mayor en aquellas estacas de *Populus deltoides* “Australia 60/129” que son tratadas con reguladores de crecimiento. Las dos sustancias promotoras de la iniciación de raíces adventicias que se utilizaron, resultaron efectivas para mejorar las características del enraizamiento del clon *Populus deltoides* “Australia 60/129” para las condiciones ensayadas. Sin embargo, se obtuvieron mejores resultados en aquellas estacas tratadas con IBA (ácido indolbutírico).

En cuanto a las dosis probadas, para el tratamiento con ANA los mejores resultados los mostró la dosis de 20 ppm. Cuando se aplicó IBA, se obtuvo mejor respuesta con dosis de 50 y 100 ppm.

Cuando las estacas de *Populus deltoides* “Australia 60/129” se llevaron a una situación de plantación a campo se observó que la aplicación de reguladores de crecimiento permitió aumentar los valores de supervivencia que se obtienen al no tratar las estacas. Tal como se observó en el ensayo de invernadero, los tratamientos de IBA en dosis de 50 y 100 ppm mostraron los mejores resultados en cuanto a la supervivencia de las estacas a campo. La aplicación de ANA sólo permitió obtener valores aceptables de supervivencia cuando se aplicó en una dosis de 20 ppm.

La aplicación de reguladores de crecimiento a las estacas de *Populus deltoides* “Australia 60/129”, sumado a una buena selección del material de propagación, puede contribuir a lograr un mayor éxito en las plantaciones, logrando mayores porcentajes de sobrevivencia de las estacas a campo fundamentalmente en períodos de escasa precipitación.

Consideraciones finales:

Como recomendación se sugiere seguir investigando sobre el enraizamiento de estacas del clon *Populus deltoides* cv. “Australia 60/129”, debido a que hay ciertas

cuestiones en el manejo del material de plantación que podrían contribuir a lograr mayor éxito en las plantaciones realizadas a partir de estacas.

En la realización del ensayo se observó que cuanto mayor es el crecimiento que adquiere la guía en la cepa madre, menor es la proporción de la misma que presenta yemas somáticas visibles. Por lo tanto, teniendo en cuenta que el menor tamaño de las guías, tanto en diámetro como en altura, podría garantizar una mayor proporción de las mismas con yemas; sería de mucha importancia indagar sobre diferentes prácticas culturales aplicadas a los estaqueros, que permitan concluir el ciclo de crecimiento con guías de menor desarrollo y por ende mayor cantidad de yemas somáticas visibles. De todas maneras, habría que probar si esto puede contribuir a mejorar la capacidad de enraizamiento del clon *Populus deltoides* “Australia 60/129” y de este modo obtener mayores porcentajes de supervivencia de las estacas a campo.

Relacionado con esto último, se considera oportuno estudiar si los fenómenos de ciclófisis (Martínez Pastur et al., 1994; Carmona et al., 1985) y topófisis (Alonzo y Sancho, 1964, Bunse y Cerrillo, 1988) afectan la capacidad de enraizamiento de estacas de *Populus deltoides* “Australia 60/129”, de manera de poder determinar si es necesario conocer e identificar estos fenómenos a la hora de seleccionar el material de plantación con el fin de mejorar la capacidad de enraizamiento y lograr mayor uniformidad en las plantaciones en sus primeras etapas de crecimiento.

También es importante evaluar la aplicación de reguladores de crecimiento a estacas *Populus deltoides* “Australia 60/129” con pocas yemas visibles o sin yemas, de manera de poder aprovechar este material de plantación sin que genere fallas en las plantaciones nuevas. Determinando qué tratamientos serían útiles para lograr la brotación y enraizamiento de estacas de la parte basal de las guías, generalmente con menor proporción de yemas visibles.

Por último, se debería realizar un análisis económico incluyendo el costo de la aplicación de reguladores de crecimiento como costo de producción; en contraprestación de un mayor porcentaje de supervivencia de las estacas a campo de

Populus deltoides "Australia 60/129". Se debería determinar el costo de una prolija y minuciosa selección del material de plantación y su contribución a lograr un mayor éxito en las forestaciones.

Bibliografía

- ABEDINI, Walter (2005) Propagación vegetativa en *Parkinsonia aculeata* L. por estaquillado. Revista Quebracho N° 12 (23-73).
- ACHINELLI, Fabio G. (2006) Silvicultura de álamos y sauces en la Pampa húmeda. Actas jornadas de Salicáceas 2006.
- ACHINELLI, Fabio; GENNARI, Ana; PRADA, Enrique; VIVAS, Pablo (2007) Manejo del material de plantación para mejorar la supervivencia en clones de *Populus deltoides* obtenidos en la Argentina.
- ALONZO A. & R. SANCHO. (1964). Topófisis en la elección de estacas de salicáceas para plantación. Revista IDIA. Suplemento Forestal. 1,15-22.
- BARIDÓN, E; PELLEGRINI, A; CATTANI, V; ACHINELLI, F.(2004). Efectos del agua edáfica sobre los primeros años de implantación de clones de *Populus* sp: tres situaciones de micro-relieve en Hapludoles Típicos. En: X Reunión Argentina y IV Latinoamericana de Agrometeorología. Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina. 2p.
- BORODOWSKI, E (2008). Informe nacional de la Comisión Nacional del Álamo de Argentina (período 2004-2007).31p.
- CARMONA, A., BAGNAT, R. & A. ALVAREZ. 1985. Estudio de topófisis en tres híbridos de álamos. In: Actas II Jornadas Forestales Patagónicas. Esquel. Pp 101-116.
- CASAUBON, Edgardo; CUETO, Gerardo; GONZALEZ, Adrián; SPARAGINO, Carlos y ORTIZ, Stella. (2003) Comportamiento de diferentes materiales de multiplicación en un ensayo de *Populus deltoides* cv 106/60 en el bajo delta del Río Paraná.
- CASAUBON, Edgardo; CUETO, Gerardo; GONZALEZ, Adrián; SPARAGINO, Carlos. (2001) Enraizamiento de guías de *Populus deltoides* en el Delta del Paraná. XVI Jornadas Forestales de Concordia, Entre Ríos.
- CASAUBON, Edgardo. (1996) Manual de manejo de Salicáceas en el Delta del Paraná. Parte 1 Multiplicación vegetativa de Salicáceas.
- CASAUBON, Edgardo. (2003). Nuevos materiales de multiplicación y distanciamientos en Salicáceas. La Cooperativa N° 13 Pág.18.

- DEBOISSE, G y TERRASON, D. (1992). Le bouturage direct en populiculture permet-il une réduction des coûts de production? Annales 1991, "Études" de CEMAGREF, série Forêt N° 9.
- FAO (1980) Los álamos y los sauces. Colección Montes. Roma. N° 10.
- FORET-ENTERPRICE (1992). Forces et faiblesses de la populiculture italienne. N° 84:25-43.
- GALARCO, Sebastián (2003). Plan de incentivos a las pequeñas forestaciones: Plantación con Salicáceas. Dirección de Desarrollo Forestal. Ministerio de Asuntos Agrarios y Producción. Gobierno de la Provincia de Buenos Aires.
- GENNARI, A., E. PRADA, F. ACHINELLI y R VIVAS. (2004). Manejo del material de plantación para mejorar la supervivencia en clones de *Populus deltoides* Bartr. exMarsh. obtenidos en la Argentina. Actas de la 22° Reunión de la Comisión Internacional del Álamo IPC-2004, Santiago, Chile, 98 pp.
- HARTMANN, H; KESTER, D. (2001). Propagación de plantas: Principios y prácticas. Octava reimpresión México, Compañía Editorial Continental.
- LITZ, R ; JARRET, R. (1991). Regeneración de plantas en el cultivo de tejidos: embriogénesis somática y organogénesis. In: W. Roca y L. Mroginski. Cultivo de tejidos en la agricultura. CIAT. Cali-Colombia. p. 143-172
- LOEWE, V; TORAL, M; FERNANDEZ, M; PINEDA, G; LOPEZ, C. (1996). Monografía del álamo *Populus* spp.
- MANTOVANI, E. (1993). Pioppeto: non é semplice, ma può essere conveniente. Terra e Vita N° 33:32-35.
- MARLATS, R; SENISTERRA, G.E; MARQUINA, J. L; CIOCCHINI, G. (2009). *Populus* spp.: supervivencia y crecimiento en clones implantados en Buenos Aires, Argentina. Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Cuyo. Mendoza. Argentina.
- MARTINEZ PASTUR, G; BUDUBA, C; BOYERAS, F; ABEDINI, W. (1994) Análisis de la ciclófisis y topófisis en *Populus deltoides* Barth. Desde la formación del estaquero hasta una plantación comercial. Investigación Agraria, Sistema de Recursos Forestales 3 (2): 125-133.

- MESÉN, Francisco (1998). Enraizamiento de estacas juveniles de especies forestales: uso de propagadores de sub-irrigación. ICA/CATIE. Turrialba, Costa Rica. 36pp.
- OTTONE, Jorge R. (1993). Árboles Forestales: Prácticas de cultivo. Editorial Agro-Vet.
- PIMENTEL GOMES, Federico (1978). Curso de Estadística Experimental. Editorial Hemisferio Sur.
- PIMENTEL GOMES, Federico (1979). Iniciación a la estadística experimental. Editorial Hemisferio Sur.
- RAGONESE, Arturo E; RIAL ALBERTI, Florentino; SONVICO, Violeta. (1972) Enraizamiento de estacas de *Populus deltoides* cv. I/63/51. IDIA Suplemento Forestal N° 7:69-76.
- RAGONESE, Arturo E; RIAL ALBERTI, Florentino; SONVICO, Violeta. (1968/69). Enraizamiento de estacas de algunos cultivares de sauces y álamos. IDIA Suplemento Forestal N° 5: 89-106.
- RAGONESE, A (1987). Fitotecnia de Salicáceas en el Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias Castelar (INTA). Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria. Buenos Aires, Argentina. 41(6):30p.
- ROJAS, S (2004). Propagación asexual de plantas. Corpoica/Pronata/Madr. Colombia
- SALISBURY, F./ROSS, C. (1994). Fisiología Vegetal. Editorial Iberoamericana. México. 759 pp.
- SENISTERRA, G. E; DUCID, M. G; GASPARI F. J; DELGADO, M. I. (2011). Evaluación de clones de *Populus* spp., a los dos años de edad, en dos micrositios de la región pampeana, Argentina. Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad de Cuyo. Vol. 43 n°2. Mendoza.
- SENISTERRA, G. E; MARLATS, R. M; VAZQUEZ, M. E; LANFRANCO, J. W; MARQUINA, J. L. (2000). Comportamiento de clones de álamos (*Populus* spp.) implantados en dos sitios de la pampa húmeda, Argentina. Revista Forestal Yvyrareta. Universidad Nacional de Misiones.
- SEKAWIN, M. (1972) Método rápido per la determinazione Della faculta de radicamento delle talee di pioppo. Estratto da Cellulosa e Carta N° 10.

- SKORUPSKI, Eduardo; VIVAS, Pablo. (2006) Técnicas y equipos desarrollados para asegurar la implantación de álamo en años de escasa precipitación-Estancia El Gazapo-Teodelina-Santa Fe.
- WHITE, Thimoty; ADAMS, Thomas; NEALE, David (2007) Forest Genetics. CABI publishing, Cambridge USA.682pp.
- WILCHES RAMOS, Marcelo A. (2004) Propagación vegetativa de *Sequoia sempervirens* (D. Don) a través de estacas. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Forestales.

Actividades optativas realizadas

- Inglés técnico I (2004)- 6 créditos.
- Computación I (2005)- 3 Créditos.
- Introducción a la Geoinformación (2005)-6 Créditos.
- “Primer seminario Ganadero”-1 Crédito. Expte.200-1860/06 (3er.cuerpo).
- “Segundo seminario Ganadero”-1 Crédito. Expte. 200-1861/06 (2do. cuerpo).
- Desarrollo de modelos biométricos (2007)-6 Créditos.
- Diseño Experimental (2007)-6 Créditos.
- Pasantía: “Respuesta de tres diferentes dosis de hormonas en el enraizamiento de estacas de *Populus deltoides* cultivar. Australia. 129-60”, (2007)- 2 Créditos. Expte.200-3268/07.
- Pasantía: “Ensayos sobre papel: Primeros pasos hacia una futura implementación de gestión de calidad”.(2007)-6 Créditos. Expte.200-3462/07.

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

Los datos presentados para las variables: número total de raíces, número de raíces en el callo, número de raíces laterales y proporción de raíces laterales; corresponden al promedio por parcela (la cual estuvo constituida por 2 estacas) para cada tratamiento. De aquí, que se presenten decimales en variables que pertenecen a un recuento.

En el caso de la variable peso seco, los datos corresponden a la selección de una muestra aleatoria dentro del ensayo.

Comparación de clones-Nro. Total de Raíces		
Clon	X=Nro. Total de Raíces (promedio por parcela)	\sqrt{x}
A.60/129	21,00	4,58
A.60/129	20,00	4,47
A.60/129	14,50	3,81
A.60/129	24,00	4,90
A.60/129	16,50	4,06
A.60/129	24,00	4,90
A.60/129	18,50	4,30
A.60/129	20,00	4,47
Stoneville 109	23,00	4,80
Stoneville 109	35,50	5,96
Stoneville 109	32,00	5,66
Stoneville 109	36,50	6,04
Stoneville 109	30,00	5,48
Stoneville 109	29,00	5,39
Stoneville 109	35,50	5,96
Stoneville 109	26,50	5,15

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

Comparación de clones-Número de raíces en el callo		
Clon	X=Número de raíces en el callo (promedio por parcela)	\sqrt{x}
A.60/129	14,50	3,81
A.60/129	8,50	2,92
A.60/129	5,50	2,35
A.60/129	8,00	2,83
A.60/129	13,00	3,61
A.60/129	6,50	2,55
A.60/129	11,00	3,32
A.60/129	14,50	3,81
Stoneville 109	16,00	4,00
Stoneville 109	20,00	4,47
Stoneville 109	13,50	3,67
Stoneville 109	15,50	3,94
Stoneville 109	13,00	3,61
Stoneville 109	13,00	3,61
Stoneville 109	17,50	4,18
Stoneville 109	15,00	3,87

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

Comparación de clones-Número de raíces laterales		
Clon	X=Número de raíces laterales (promedio por parcela)	\sqrt{x}
A.60/129	6,50	2,55
A.60/129	11,50	3,39
A.60/129	9,00	3,00
A.60/129	16,00	4,00
A.60/129	3,50	1,87
A.60/129	20,00	4,47
A.60/129	7,50	2,74
A.60/129	9,00	3,00
Stoneville 109	7,00	2,65
Stoneville 109	15,50	3,94
Stoneville 109	18,50	4,30
Stoneville 109	21,00	4,58
Stoneville 109	17,00	4,12
Stoneville 109	16,00	4,00
Stoneville 109	18,00	4,24
Stoneville 109	11,50	3,39

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

Comparación de clones-Proporción de raíces laterales		
Clon	X=Proporción de raíces laterales (promedio por parcela)	\sqrt{x}
A.60/129	0,298	0,55
A.60/129	0,58	0,76
A.60/129	0,571	0,76
A.60/129	0,675	0,82
A.60/129	0,211	0,46
A.60/129	0,768	0,88
A.60/129	0,387	0,62
A.60/129	0,387	0,62
Stoneville 109	0,26	0,51
Stoneville 109	0,417	0,65
Stoneville 109	0,573	0,76
Stoneville 109	0,554	0,74
Stoneville 109	0,567	0,75
Stoneville 109	0,554	0,74
Stoneville 109	0,506	0,71
Stoneville 109	0,434	0,66

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

Comparación de clones-Peso Seco de Raíces (grs)		
Clon	x=Peso Seco de Raíces (promedio por parcela)	\sqrt{x}
A.60/129	0,90	0,95
A.60/129	1,02	1,01
A.60/129	0,99	0,99
A.60/129	0,93	0,96
A.60/129	0,85	0,92
A.60/129	1,00	1,00
A.60/129	0,92	0,96
A.60/129	0,99	0,99
Stoneville 109	2,22	1,49
Stoneville 109	1,25	1,12
Stoneville 109	1,20	1,10
Stoneville 109	1,74	1,32
Stoneville 109	1,23	1,11
Stoneville 109	1,50	1,22
Stoneville 109	1,35	1,16
Stoneville 109	1,80	1,34

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

Ensayo- Número total de raíces		
Tratamiento	x=Nro. total de raíces (promedio por parcela)	\sqrt{x}
1	21,00	4,58
1	20,00	4,47
1	14,50	3,81
1	24,00	4,90
1	16,50	4,06
1	24,00	4,90
1	18,50	4,30
1	20,00	4,47
2	37,00	6,08
2	24,00	4,90
2	32,50	5,70
2	25,50	5,05
2	18,50	4,30
2	28,00	5,29
2	27,50	5,24
2	23,50	4,85
3	17,50	4,18
3	36,50	6,04
3	32,50	5,70
3	18,50	4,30
3	15,00	3,87
3	30,00	5,48
3	23,50	4,85
3	30,50	5,52
4	34,00	5,83
4	27,00	5,20
4	20,00	4,47
4	18,50	4,30
4	25,00	5,00
4	19,00	4,36
4	21,50	4,64
4	23,00	4,80
5	31,50	5,61
5	37,00	6,08
5	42,00	6,48
5	36,00	6,00
5	27,50	5,24
5	27,00	5,20
5	16,00	4,00
5	24,00	4,90
6	38,50	6,20
6	25,00	5,00
6	26,50	5,15
6	25,50	5,05
6	19,50	4,42
6	35,50	5,96
6	25,50	5,05
6	22,50	4,74
7	38,50	6,20
7	23,00	4,80
7	33,50	5,79
7	21,50	4,64
7	32,50	5,70
7	23,00	4,80
7	35,50	5,96
7	21,00	4,58

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

Ensayo-Número de raíces en el callo		
Tratamiento	x=Nro. Raíces en el callo (promedio por parcela)	√x
1	14,50	3,81
1	8,50	2,92
1	5,50	2,35
1	8,00	2,83
1	13,00	3,61
1	7,00	2,65
1	11,00	3,32
1	14,50	3,81
2	24,00	4,90
2	17,50	4,18
2	25,50	5,05
2	17,00	4,12
2	12,00	3,46
2	21,00	4,58
2	19,00	4,36
2	18,50	4,30
3	12,50	3,54
3	26,50	5,15
3	23,00	4,80
3	15,00	3,87
3	11,50	3,39
3	25,00	5,00
3	16,00	4,00
3	22,50	4,74
4	24,00	4,90
4	20,50	4,53
4	16,50	4,06
4	11,50	3,39
4	12,00	3,46
4	15,50	3,94
4	13,50	3,67
4	13,00	3,61
5	19,00	4,36
5	29,50	5,43
5	24,50	4,95
5	21,00	4,58
5	20,50	4,53
5	17,50	4,18
5	9,50	3,08
5	15,50	3,94
6	28,00	5,29
6	20,50	4,53
6	21,00	4,58
6	16,00	4,00
6	14,00	3,74
6	22,50	4,74
6	22,00	4,69
6	13,00	3,61
7	31,00	5,57
7	19,50	4,42
7	24,50	4,95
7	16,50	4,06
7	21,50	4,64
7	15,50	3,94
7	28,00	5,29
7	18,00	4,24

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

Ensayo-Número de raíces laterales		
Tratamiento	x=Nro.de raíces laterales (promedio por parcela)	vx
1	6,50	2,55
1	15,00	3,87
1	9,00	3,00
1	16,00	4,00
1	3,50	1,87
1	20,50	4,53
1	7,50	2,74
1	9,00	3,00
2	13,00	3,61
2	6,50	2,55
2	7,00	2,65
2	8,50	2,92
2	6,50	2,55
2	7,00	2,65
2	8,50	2,92
2	5,00	2,24
3	5,00	2,24
3	10,00	3,16
3	9,50	3,08
3	3,50	1,87
3	3,50	1,87
3	5,00	2,24
3	7,50	2,74
3	8,00	2,83
4	8,50	2,92
4	6,50	2,55
4	3,50	1,87
4	7,00	2,65
4	13,00	3,61
4	3,50	1,87
4	8,00	2,83
4	10,00	3,16
5	12,50	3,54
5	7,50	2,74
5	17,50	4,18
5	15,00	3,87
5	7,00	2,65
5	9,50	3,08
5	6,50	2,55
5	8,50	2,92
6	10,50	3,24
6	4,50	2,12
6	5,50	2,35
6	9,50	3,08
6	5,50	2,35
6	13,00	3,61
6	3,50	1,87
6	9,50	3,08
7	7,50	2,74
7	3,50	1,87
7	9,00	3,00
7	5,00	2,24
7	11,00	3,32
7	7,50	2,74
7	7,50	2,74
7	14,50	3,81

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

Ensayo-Proporción de raíces laterales		
Tratamiento	x=Proporción de raíces laterales (promedio por parcela)	v _x
1	0,30	0,55
1	0,65	0,80
1	0,57	0,76
1	0,68	0,82
1	0,21	0,46
1	0,76	0,87
1	0,39	0,62
1	0,39	0,62
2	0,35	0,59
2	0,27	0,52
2	0,22	0,47
2	0,36	0,60
2	0,33	0,58
2	0,23	0,48
2	0,31	0,56
2	0,21	0,46
3	0,28	0,52
3	0,26	0,50
3	0,29	0,54
3	0,18	0,42
3	0,23	0,48
3	0,14	0,37
3	0,32	0,57
3	0,27	0,51
4	0,23	0,48
4	0,24	0,49
4	0,17	0,42
4	0,39	0,62
4	0,53	0,73
4	0,16	0,40
4	0,37	0,61
4	0,43	0,66
5	0,40	0,63
5	0,21	0,45
5	0,42	0,65
5	0,44	0,67
5	0,26	0,51
5	0,35	0,59
5	0,39	0,62
5	0,36	0,60
6	0,27	0,52
6	0,20	0,45
6	0,21	0,45
6	0,37	0,61
6	0,27	0,52
6	0,36	0,60
6	0,14	0,38
6	0,42	0,65
7	0,19	0,43
7	0,17	0,41
7	0,26	0,51
7	0,22	0,47
7	0,33	0,58
7	0,33	0,57
7	0,22	0,47
7	0,45	0,67

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

Ensayo-Peso Seco de raíces (grs)		
Tratamiento	x=Peso seco de raíces (muestra aleatoria)	\sqrt{x}
1	1,00	1,00
1	1,04	1,02
1	1,00	1,00
1	0,93	0,96
2	1,14	1,07
2	1,35	1,16
2	1,15	1,07
2	1,52	1,23
3	1,03	1,01
3	1,11	1,05
3	1,33	1,15
3	0,72	0,85
4	1,29	1,14
4	1,35	1,16
4	1,24	1,11
4	1,06	1,03
5	0,84	0,92
5	1,44	1,20
5	1,11	1,05
5	1,52	1,23
6	1,46	1,21
6	1,55	1,24
6	1,37	1,17
6	1,43	1,20
7	1,05	1,02
7	1,55	1,24
7	1,37	1,17
7	1,43	1,20

ANEXO: DATOS ORIGINALES y TRANSFORMADOS

En el ensayo a campo, cada parcela estuvo constituida por 10 estacas y se realizaron un total de 3 repeticiones. La variable % de supervivencia, corresponde al valor por parcela.

Ensayo-% de Supervivencia		
Tratamiento	x=% de Supervivencia	\sqrt{x}
1	60,00	7,75
1	70,00	8,37
1	80,00	8,94
2	80,00	8,94
2	90,00	9,49
2	80,00	8,94
3	80,00	8,94
3	80,00	8,94
3	70,00	8,37
4	80,00	8,94
4	80,00	8,94
4	70,00	8,37
5	80,00	8,94
5	80,00	8,94
5	70,00	8,37
6	90,00	9,49
6	90,00	9,49
6	100,00	10,00
7	90,00	9,49
7	80,00	8,94
7	100,00	10,00